



UNIVERSIDADE DE LISBOA  
Faculdade de Medicina Veterinária

PREVALÊNCIA E SAZONALIDADE DE PARASITOSE  
GASTROINTESTINAIS, CARDIOVASCULARES E HEMÁTICAS EM  
CÃES DO DISTRITO DE BEJA, PORTUGAL

MARTA ISABEL FRAGOSO LAMPREIA BRAGA

CONSTITUIÇÃO DO JÚRI

Doutora Isabel Maria Soares Pereira da  
Fonseca de Sampaio

Doutor Luís Manuel Madeira de Carvalho

Doutor José Augusto Farraia e Silva Meireles

ORIENTADOR:

Doutor Luís Manuel Madeira de Carvalho

COORIENTADOR:

Dr. Bernardo de Matos Pereira Marujo

2017  
LISBOA

---





UNIVERSIDADE DE LISBOA  
Faculdade de Medicina Veterinária

PREVALÊNCIA E SAZONALIDADE DE PARASITOSE  
GASTROINTESTINAIS, CARDIOVASCULARES E HEMÁTICAS EM  
CÃES DO DISTRITO DE BEJA, PORTUGAL

MARTA ISABEL FRAGOSO LAMPREIA BRAGA

DISSERTAÇÃO DE MESTRADO INTEGRADO EM MEDICINA VETERINÁRIA

CONSTITUIÇÃO DO JÚRI

Doutora Isabel Maria Soares Pereira da  
Fonseca de Sampaio

Doutor Luís Manuel Madeira de Carvalho

Doutor José Augusto Farraia e Silva Meireles

ORIENTADOR:

Doutor Luís Manuel Madeira de Carvalho

COORIENTADOR:

Dr. Bernardo de Matos Pereira Marujo

2017  
LISBOA

---

## **Agradecimentos**

Em primeiro lugar gostaria de agradecer ao meu orientador, Professor Doutor Luís Madeira de Carvalho, por toda a disponibilidade e apoio fundamentais ao longo de todo este percurso. Muito obrigado pelo empenho e constante motivação com que sempre me recebeu e por me propor o estudo sazonal do parasitismo.

À Dra. Ana Margarida Alho, pelo entusiasmo que sempre me transmitiu e por toda a ajuda e disponibilidade para toda e qualquer dúvida.

À Dra. Lúcia Gomes por toda a ajuda que disponibilizou e paciência para esclarecer todas as minhas dúvidas.

Ao Prof. Telmo Nunes, por toda a disponibilidade e ajuda crucial que me ofereceu no tratamento estatístico dos dados.

Ao Dr. Bernardo Marujo, meu co-orientador, à Dra. Margarida Garcia, ao Dr. Miguel Madeira e à auxiliar D. Mena, da Clínica Veterinária Portas de Beja, por todos os conhecimentos que me transmitiram e confiança que depositaram em mim.

Aos veterinários e enfermeiros da Figtree Veterinary Clinic e do Northside Emergency Veterinary Service and Veterinary Specialists, por tornarem possível e bastante proveitosa esta etapa. Agradeço por toda a motivação que me transmitiram e por me tornarem melhor profissional.

Aos responsáveis e voluntários do Canil Intermunicipal, do Canil Municipal de Ferreira do Alentejo e da Associação Cantinho dos Animais de Beja, por me permitirem realizar as colheitas e pela disponibilidade que tiveram para me acolher e ajudar neste trabalho.

Às minhas colegas de curso Bárbara, Mariline e Susana por me acompanharem ao longo destes anos. Mas, principalmente à Susana pela ajuda e pela revisão da tese.

Às minhas amigas Beatriz e Daniela, pelo acompanhamento que sempre me deram e por me ajudarem nas colheitas de material.

Às minhas primas Beatriz e Carlota pela disponibilidade de me acompanharem nas colheitas sempre que foi preciso.

A toda a minha família, em especial aos meus pais por tornarem possível a realização deste percurso e por me apoiarem em todas as etapas.

À minha irmã, Ana, por toda a ajuda que me ofereceu nas diferentes fases da realização desta dissertação, principalmente nas colheitas das amostras e na elaboração de ilustrações.

Ao Nicolau, por todo o acompanhamento e motivação incondicionais que sempre disponibilizou. Obrigado pela ajuda fundamental nas colheitas de amostras, na revisão da dissertação e pela companhia em todos os momentos.

E por último, agradeço aos animais que cruzaram a minha vida e que de alguma forma a marcaram, principalmente aos cães que contribuíram para este estudo e aos meus cães e gatos, por me incentivarem a querer ser melhor e a não desistir, mesmo nos momentos mais difíceis, do meu sonho de ser Médica Veterinária.

## Resumo

### **Prevalência e sazonalidade de parasitoses gastrointestinais, cardiovasculares e hemáticas em cães do distrito de Beja, Portugal**

Os cães têm um importante papel na sociedade actual, contribuindo frequentemente para o desenvolvimento físico, social e emocional de crianças e para o bem-estar dos seus donos; contudo, podem ser portadores de muitas parasitoses, algumas com importância na saúde animal e potencial zoonótico.

Este trabalho surge devido à escassez de dados epidemiológicos em cães na região Sul de Portugal, pretendendo estudar a prevalência e a sazonalidade de parasitoses gastrointestinais, cardiovasculares e hemáticas em cães de três canis do distrito de Beja: Canil Intermunicipal (CI), Canil Municipal de Ferreira do Alentejo (CF) e Associação Cantinho dos Animais de Beja (CA). Assim, de Março de 2015 a Fevereiro de 2016 foram colhidas 122 amostras fecais (AF) e 266 amostras sanguíneas (AS). As AF foram analisadas pelas técnicas de Flutuação de Willis, Sedimentação Natural, esfregaço fecal corado pelo método de Ziehl-Neelsen e contagem de ovos em câmara de McMaster. Nas AS realizaram-se as técnicas de Knott e de esfregaços corados pelo método de Giemsa e das Fosfatases Ácidas.

Das AF 63% exibiam pelo menos um agente. Observou-se uma prevalência de 33% para *Giardia* spp., 25% para Ancylostomatidae, 12% para *Cryptosporidium* spp., 8% para *Cystoisospora* spp., 6% para *Toxascaris leonina*, 4% para *Toxocara canis*, 2,5% para Taeniidae, 2% para *Trichuris vulpis*. Das AS 74,3% apresentavam pelo menos um agente, registando-se 68% de amostras positivas para micoplasmas hemotrópicos (*Mycoplasma* spp.), 9% para *Babesia* spp., 5% para *Dirofilaria immitis* e 3% para *Acantocheilonema* spp. O canil com maior prevalência de parasitas gastrointestinais e amostras de sangue infectadas foi o CI, com prevalências de 87% e 86%, respectivamente. A estação do ano com maior prevalência de infecções foi o Inverno, com 81% das amostras fecais e 87% das amostras sanguíneas infectadas com pelo menos um agente.

Este estudo mostra um elevado grau e diversidade de parasitismo na população de canídeos de Beja. De ressaltar que ambientes de canil conjugam características ideais para a infecção continuada por parasitas com ciclo de vida directo, alguns dos quais com potencial zoonótico. Torna-se por isso fundamental adoptar uma profilaxia dirigida e regular no controlo destas parasitoses, a fim de melhorar a saúde dos animais e diminuir os riscos para a Saúde Pública, e sensibilizar funcionários, voluntários e visitantes para a adopção de medidas que permitam quebrar o ciclo e evitar a transmissão destes agentes.

**Palavras-chave:** Parasitas gastrointestinais, parasitas cardiovasculares, parasitas hemáticos, prevalência, sazonalidade, cães, Beja, Portugal.

## Abstract

### **Prevalence and seasonal variation of gastrointestinal, cardiovascular and hematic parasites in dogs from Beja district, Portugal**

Dogs have an important role in our society, contributing to the physical, social and emotional development of children and to the well-being of their owners; however, they may be carriers of many parasitic diseases, some of them with importance in Animal Health and with zoonotic potential.

This study aimed to fulfil the lack of epidemiological data concerning dog parasites in the southern region of Portugal, namely on the prevalence and seasonal variation of gastrointestinal, cardiovascular and hematic parasites in dogs of three kennels from Beja district: Intermunicipal Kennel (CI), Municipal Kennel of Ferreira do Alentejo (CF) and Association Cantinho dos Animais from Beja (CA).

Thus, from March 2015 to February 2016, 122 faecal samples (FS) and 266 blood samples (BS) were collected. FS were analyzed by Willis Flotation, Natural Sedimentation, Fecal Smear stained with Ziehl-Neelsen method and egg counting in McMaster's chamber. In BS Knott test and Smear stained with Giemsa and acid phosphatase histochemical stain were performed.

Overall, 63% of the FS showed at least one agent. It was detected a prevalence of 33% for *Giardia* spp., 25% for Ancylostomatidae, 12% for *Cryptosporidium* spp., 8% for *Cystoisospora* spp., 6% for *Toxascaris leonina*, 4% for *Toxocara canis*, 2,5% for Taeniidae, 2% for *Trichuris vulpis*. In total, 74,3% of the BS were positive for at least one agent. It was observed a prevalence of 68% for hemotropic mycoplasmas (*Mycoplasma* spp.), 9% for *Babesia* spp., 5% for *Dirofilaria immitis* and 3% for *Acantocheilonema* spp.

CI was the kennel with the highest prevalence of gastrointestinal parasites and positive blood samples, with prevalence of 87% and 86%, respectively. The season with the highest prevalence was the winter, with 81% of FS and 87% of BS positive for at least one agent.

This study showed a high level and diversity of parasitism in dog's population of Beja. It should be noted that kennel environment combine the ideal characteristics for the continuous infection by parasites with direct life cycle, some of them with zoonotic potential. It is, therefore, crucial to adopt a targeted and regular prophylaxis in the control of these parasites, in order to improve animal health and reduce the risk to Public Health, and also alert officials, volunteers and visitors of these kennels about measures to break the cycle and avoid the transmission of these agents.

**Keywords:** Gastrointestinal parasites, cardiovascular parasites, blood parasites, prevalence, seasonality, dogs, Beja, Portugal.

## Índice

I. Relatório de Actividades .....	1
1. Estágio curricular.....	1
1.1. Consultas e Tratamentos .....	1
1.2. Exames Complementares de diagnóstico.....	1
1.3. Cirurgia e Manutenção da anestesia.....	1
1.4. Clínica de equídeos e de animais de produção.....	2
2. Estágio extracurricular.....	2
2.1. Figtree Veterinary Clinic.....	2
2.1.1. Consultas e Tratamentos .....	2
2.1.2. Consultas de animais exóticos/silvestres .....	3
2.1.3. Exames Complementares de Diagnóstico.....	4
2.1.4. Cirurgia e manutenção da Anestesia.....	4
2.2. Northside Emergency Veterinary Service and Veterinary Specialists.....	4
2.2.1. Consultas e tratamentos .....	4
2.2.2. Exames Complementares de diagnóstico.....	5
2.2.3. Cirurgia e manutenção da anestesia.....	5
3. Estágio no Laboratório de Parasitologia e Doenças Parasitárias da Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de Lisboa.....	5
II. Introdução.....	7
III. Revisão Bibliográfica .....	8
A. PARASITAS GASTROINTESTINAIS .....	8
1. NEMÁTODES .....	8
1.1. Ancilostomatídeos .....	8
1.1.1. <i>Ancylostoma</i> spp. e <i>Uncinaria</i> sp. ....	8
Distribuição.....	8
Epidemiologia .....	8
Ciclo de vida .....	9
Patogenia e sinais clínicos .....	10
Diagnóstico e identificação.....	11
Terapêutica e controlo .....	11
Potencial zoonótico.....	12
1.2. Ascarídeos .....	12
1.2.1. <i>Toxocara</i> spp. e <i>Toxascaris leonina</i> .....	12
Distribuição.....	12
Epidemiologia .....	12
Ciclo de vida .....	13
Patogenia e sinais clínicos .....	14
Diagnóstico e identificação.....	14
Terapêutica e controlo .....	15
Potencial zoonótico.....	16
1.3. <i>Trichuris</i> sp.....	17
Distribuição.....	17
Epidemiologia .....	17
Ciclo de vida .....	17
Patogenia e sinais clínicos .....	17
Diagnóstico e identificação.....	18
Terapêutica e controlo .....	18
Potencial zoonótico.....	19
2. CÉSTODES .....	19
Distribuição.....	19
Epidemiologia .....	19



Ciclo de vida.....	20
Patogenia e sinais clínicos.....	20
Diagnóstico e identificação .....	21
Terapêutica e controlo .....	21
Potencial zoonótico .....	22
3. PROTOZOÁRIOS.....	23
Distribuição .....	23
3.1. <i>Cystoisospora</i> spp. ....	23
Epidemiologia .....	23
Ciclo de vida.....	23
Patogenia e sinais clínicos.....	24
Diagnóstico e identificação .....	24
Terapêutica e controlo .....	25
3.2. <i>Giardia</i> spp. ....	25
Epidemiologia .....	25
Ciclo de vida.....	26
Patogenia e sinais clínicos.....	27
Diagnóstico e identificação .....	27
Terapêutica e controlo .....	28
Potencial zoonótico .....	28
3.3. <i>Cryptosporidium</i> spp.....	28
Epidemiologia .....	29
Ciclo de vida.....	29
Patogenia e sinais clínicos.....	29
Diagnóstico e identificação .....	30
Terapêutica e controlo .....	30
Potencial zoonótico .....	31
B. PARASITAS CARDIOVASCULARES .....	31
1. Filarídeos .....	31
1.1. <i>Dirofilaria immitis</i> .....	31
Distribuição.....	31
Epidemiologia .....	32
Ciclo de vida .....	32
Patogenia e sinais clínicos.....	33
Diagnóstico e identificação .....	34
Terapêutica e controlo.....	35
Potencial zoonótico .....	36
C. PARASITAS HEMÁTICOS.....	37
1. <i>Babesia</i> spp.....	37
Distribuição .....	37
Epidemiologia .....	37
Ciclo de vida .....	38
Patogenia e sinais clínicos.....	38
Diagnóstico e identificação .....	39
Terapêutica e controlo.....	39
Potencial zoonótico .....	40
2. Hemoplasmose – Micoplasmas hemotrópicos .....	40
Distribuição.....	41
Epidemiologia .....	41
Ciclo de vida .....	41
Patogenia e sinais clínicos.....	41
Diagnóstico e identificação .....	42

Terapêutica e controlo .....	42
Potencial zoonótico .....	42
IV. Estudo original – Prevalência e sazonalidade de parasitoses gastrointestinais, cardiovasculares e hemáticas em canídeos do distrito de Beja, Portugal .....	43
1. Objectivos.....	43
2.1. Caracterização das amostras.....	43
2.2. Colheita, Transporte e Armazenamento das amostras .....	44
2.3. Técnicas de Laboratório utilizadas na análise das amostras .....	44
2.3.1. Análise de Amostras Fecais .....	44
2.3.1.1. Exame Macroscópico .....	44
2.3.1.2. Técnica de Flutuação de Willis e Sedimentação Natural .....	44
2.3.1.3. Contagem em Câmara de McMaster.....	45
2.3.1.4. Esfregaço Fecal .....	46
2.3.2. Análise de Amostras Sanguíneas .....	46
2.3.2.1. Esfregaços Sanguíneos.....	46
2.3.2.2. Técnica de Knott modificada .....	47
2.3.2.3. Técnica de Coloração com Fosfatases Ácidas .....	47
2.4. Análise Estatística .....	48
3. Resultados.....	49
3.1. Caracterização da área de recolha .....	49
3.2. Caracterização climática do período de colheita.....	49
3.3. Origem das amostras .....	50
CANIL INTERMUNICIPAL (CI) .....	50
CANTINHO DOS ANIMAIS DE BEJA (CA) .....	51
CANIL DE FERREIRA DO ALENTEJO (CF) .....	51
3.4. Caracterização das amostras.....	51
3.4.1. Amostras Fecais .....	51
3.4.2. Amostras Sanguíneas .....	52
3.5. Pesquisa de parasitas Gastrointestinais .....	53
3.5.1. Resultados Globais .....	53
3.5.2. Resultados por canil.....	55
3.5.3. Resultados por parasita .....	55
3.5.3.1. Ancilostomatídeos.....	55
3.5.3.2. <i>Toxocara canis</i> .....	56
3.5.3.3. <i>Toxascaris leonina</i> .....	56
3.5.3.4. <i>Trichuris vulpis</i> .....	57
3.5.3.5. Tenídeos .....	57
3.5.3.6. Protozoários .....	59
<i>Cystoisospora</i> spp. ....	59
<i>Giardia</i> spp. ....	59
<i>Cryptosporidium</i> spp.....	60
3.5.4. Resultados por Estações do Ano.....	61
3.6. Pesquisa de parasitas sanguíneos .....	65
3.6.1. Resultados Globais .....	66
3.6.2. Resultados por canil.....	66
3.6.3. Resultados por Parasitas .....	67
3.6.3.1. Filarídeos.....	67
3.6.3.2. <i>Babesia</i> spp. ....	68
3.6.3.3. Micoplasmas hemotrópicos.....	69
3.6.4. Resultados por estação do ano .....	70
3.7. Análise estatística dos resultados .....	75
3.7.1. Parasitas Gastrointestinais .....	75

3.7.2 Parasitas Sanguíneos .....	75
4. Discussão .....	76
4.1. Caracterização da Amostra .....	76
4.2. Resultados Globais .....	76
4.2.1. Amostras Fecais .....	76
4.2.2. Amostras Sanguíneas .....	78
4.3. Resultados por canil.....	78
4.4. Parasitas gastrointestinais .....	78
4.5. Parasitas cardiovasculares e sanguíneos .....	85
4.6. Resultados por estações .....	88
4.6.1. Amostras fecais .....	88
4.6.2. Amostras sanguíneas .....	91
V. Conclusão .....	93
Bibliografia .....	95
ANEXOS .....	111
I. Tabelas de estudos epidemiológicos dos vários parasitas.....	111
II. Tabela tratamento de dirofilariose (Adaptada de AHS).....	136
III. Folhas de identificação das amostras .....	138
IV. Protocolo utilizado para coloração pelo Método das Fosfatases Ácidas.....	141

## Lista de Figuras

Figura 1 – A e B – Fotografias de <i>Pseudocheirus peregrinus</i> . C e D - Imagens radiográficas do seu crânio (originais). .....	3
Figura 2 – Aspecto da sutura após realização de <i>flap</i> de pele (original). .....	5
Figura 3 – Ciclo de vida de <i>A. caninum</i> (original). .....	10
Figura 4 – Ciclo de vida de <i>T. canis</i> (original). .....	14
Figura 5 – Ciclo de vida de <i>Giardia</i> spp. (original). .....	27
Figura 6 – Ciclo de vida de <i>D. immitis</i> (original). .....	33
Figura 7 – Armazenamento de amostras fecais (A), sanguíneas (B) e transporte (C) (originais). .....	44
Figura 8 – Tubos de ensaio com lamela (Técnica de flutuação) e sedimento (Técnica de sedimentação) (original). .....	45
Figura 9 – Câmara de McMaster preenchida (original). .....	45
Figura 10 – Realização de esfregaço fecal (original). .....	46
Figura 11 – Realização de esfregaço sanguíneo. A – Colocar gota de sangue na lâmina. B – Fazer um ligeiro movimento para trás com uma lamela até encostar à gota de sangue e deixar que esta se difunda no bordo da lamela. C – Levar a lamela para a frente num movimento uniforme de modo a estender a gota de sangue numa camada fina (original). .....	47
Figura 12 – Tubos com sedimento e azul de metileno (original). .....	47
Figura 13 – Pormenores da coloração pela técnica de fosfatases ácidas. A – Reagentes utilizados. B – Mistura da Solução A e B. C – Solução A à esquerda e B à direita. D – Lâminas submersas na solução final (originais). .....	48
Figura 14 – Mapa do distrito de Beja com os concelhos analisados assinalados com um ponto. A cor vermelha assinala os concelhos pertencentes ao CI. ....	49
Figura 15 – Instalações do CI exterior (A) e interior (B). Sala de tratamentos (C) (imagens cedidas pelo CI). .....	51
Figura 16 – Instalações do CF exterior (A e C) e interior (B) (originais). .....	51
Figura 17 – Ovo de ancilostomatídeo (original). .....	56
Figura 18 – Ovo de <i>T. canis</i> (original). .....	56
Figura 19 – Ovo de <i>T. leonina</i> (original). .....	57
Figura 20 – Ovo de <i>T. vulpis</i> (original). .....	57
Figura 21 – Ovo de tenídeo (original). .....	58
Figura 22 – Oocistos de <i>Cystoisospora</i> spp. (original). .....	59
Figura 23 – Quistos de <i>Giardia</i> spp. (original). .....	60
Figura 24 – Oocisto de <i>Cryptosporidium</i> spp. (original). .....	60
Figura 25 – Microfilárias observadas após realização da técnica de Knott (original). .....	68
Figura 26 – Formas parasitárias de <i>Babesia</i> spp. dentro de eritrócitos (original). .....	69
Figura 27 – Micoplasmas na periferia dos eritrócitos (original). .....	69
Figura 28 – Prevalências por estação do ano (original). .....	74

## Lista de Gráficos

Gráfico 1 – Distribuição das amostras fecais por canil. ....	52
Gráfico 2 – Distribuição das amostras fecais por estação. ....	52
Gráfico 3 – Distribuição de amostras sanguíneas por canil. ....	53
Gráfico 4 – Género dos indivíduos em que se realizou colheita de amostras sangue. ....	53

Gráfico 5 – Prevalência de infecções únicas e mistas e respectivos intervalos de confiança..	54
Gráfico 6 – Infecções únicas e mistas por canil.....	55
Gráfico 7 – Prevalências total e por canil de helmintes.....	58
Gráfico 8 – Prevalências total e por canil de protozoários. ....	61
Gráfico 9 – Prevalências de helmintes por estações do ano. ....	64
Gráfico 10 – Prevalências de protozoários por estação do ano.....	65
Gráfico 11 – Prevalências de infecções únicas e mistas por estação do ano. ....	65
Gráfico 12 – Prevalência de infecções únicas e mistas e respectivos intervalos de confiança, onde: A – <i>Acanthocheilonema</i> spp.; B – <i>Babesia</i> spp.; D – <i>Dirofilaria immitis</i> ; M – Micoplasmas hemotrópicos.....	66
Gráfico 13 – Prevalências de infecções únicas e mistas por canil, onde: A – <i>Acanthocheilonema</i> spp.; B – <i>Babesia</i> spp.; D – <i>Dirofilaria immitis</i> ; M – Micoplasmas hemotrópicos.....	67
Gráfico 14 – Prevalências total e em cada canil de cada agente de infecção nas amostras sanguíneas. ....	70
Gráfico 15 – Prevalência de cada agente em cada estação do ano .....	72
Gráfico 16 – Prevalências de infecções únicas e mistas por estação do ano, onde: A – <i>Acanthocheilonema</i> spp.; B – <i>Babesia</i> spp.; D – <i>Dirofilaria immitis</i> ; M – Micoplasmas hemotrópicos.....	73

## Lista de Tabelas

Tabela 1 – Distinção entre espécies de ascarídeos (baseado em Urquhart et al. (1996), Ballweber (2001) e Bowman (2014)). ....	15
Tabela 2 – HI, metacestodes e PPP das formas adultas de cada céstode dos canídeos (Adaptado de Urquhart et al. (1996), Ballweber (2001) e Bowman (2014))......	20
Tabela 3 – Características dos diferentes géneros de céstodes dos canídeos (adaptado de Ballweber (2001)). ....	21
Tabela 4 – Distinção de microfilárias de diferentes espécies (Adaptado de Magnis et al. (2013))......	34
Tabela 5 – Fármacos utilizados na prevenção de Dirofilariose Canina (segundo a AHS). ....	36
Tabela 6 – Contagens médias de ovos (OPG) e oocistos (OoPG) e respectivos valores mínimos (Mín) e máximos (Máx.) em cada estação do ano. ....	54
Tabela 7 – Caracterização da prevalência e frequência de ancilostomatídeos e respectivos intervalos de confiança nos diferentes canis. ....	56
Tabela 8 – Caracterização da prevalência e frequência de <i>T. canis</i> e respectivos intervalos de confiança nos diferentes canis.....	56
Tabela 9 – Caracterização da prevalência e frequência de <i>T. leonina</i> e respectivos intervalos de confiança nos diferentes canis.....	57
Tabela 10 – Caracterização da prevalência e frequência de <i>T. vulpis</i> e respectivos intervalos de confiança nos diferentes canis.....	57
Tabela 11 – Caracterização da prevalência e frequência de tenídeos e respectivos intervalos de confiança nos diferentes canis.....	58
Tabela 12 – Caracterização da prevalência e frequência de <i>Cystoisospora</i> spp. e respectivos intervalos de confiança nos diferentes canis. ....	59
Tabela 13 – Caracterização da prevalência e frequência de <i>Giardia</i> spp. e respectivos intervalos de confiança nos diferentes canis. ....	60
Tabela 14 – Caracterização da prevalência e frequência de <i>Cryptosporidium</i> spp. e respectivos intervalos de confiança nos diferentes canis. ....	60

Tabela 15 – Caracterização da prevalência e frequência dos vários parasitas e respectivos intervalos de confiança na Primavera. ....	61
Tabela 16 – Caracterização da prevalência e frequência dos vários parasitas e respectivos intervalos de confiança no Verão. ....	62
Tabela 17 – Caracterização da prevalência e frequência dos vários parasitas e respectivos intervalos de confiança no Outono. ....	63
Tabela 18 – Caracterização da prevalência e frequência dos vários parasitas e respectivos intervalos de confiança no Inverno. ....	64
Tabela 19 – Caracterização da prevalência e frequência de <i>Acanthocheilonema</i> spp. (direita) e de <i>D. immitis</i> (esquerda) respectivos intervalos de confiança nos diferentes canis. ....	68
Tabela 20 – Caracterização da prevalência e frequência de <i>Babesia</i> spp. e respectivos intervalos de confiança nos diferentes canis. ....	69
Tabela 21 – Caracterização da prevalência e frequência de micoplasmas hemotrópicos e respectivos intervalos de confiança nos diferentes canis. ....	69
Tabela 22 – Caracterização da prevalência e frequência dos vários agentes e respectivos intervalos de confiança na Primavera. ....	70
Tabela 23 – Caracterização da prevalência e frequência dos vários agentes e respectivos intervalos de confiança no Verão. ....	71
Tabela 24 – Caracterização da prevalência e frequência dos vários agentes e respectivos intervalos de confiança no Outono. ....	71
Tabela 25 – Caracterização da prevalência e frequência dos vários agentes e respectivos intervalos de confiança no Inverno. ....	72
Tabela 26- Estudos epidemiológicos que detectaram ancilostomatídeos em diferentes países. ....	111
Tabela 27- Estudos epidemiológicos que detectaram ascarídeos em diferentes países. ....	113
Tabela 28- Estudos epidemiológicos que detectaram <i>T. vulpis</i> em diferentes países. ....	116
Tabela 29 – Estudos epidemiológicos que detectaram céstodes em diferentes países. ....	118
Tabela 30 – Estudos epidemiológicos que detectaram <i>Cystoisospora</i> spp. em diferentes países. ....	121
Tabela 31 – Estudos epidemiológicos que detectaram <i>Giardia</i> spp. em diferentes países. ...	124
Tabela 32 – Estudos epidemiológicos que detectaram <i>Cryptosporidium</i> spp. em diferentes países. ....	126
Tabela 33 – Estudos epidemiológicos que detectaram <i>D. immitis</i> em diferentes países. ....	128
Tabela 34 – Estudos epidemiológicos que detectaram <i>Babesia</i> spp. em diferentes países. ...	130
Tabela 35 – Estudos epidemiológicos que detectaram micoplasmas hemotrópicos em diferentes países. ....	133
Tabela 36 – Identificação de microfilárias pela técnica de coloração das fosfatases ácidas ..	141

## **Lista de Abreviaturas, Siglas e Símbolos**

AHS – *American Heartworm Society*

BID – *bis in die*, duas vezes por dia

CA – Associação Cantinho dos Animais de Beja

CF – Canil Municipal de Ferreira do Alentejo

CI – Canil Intermunicipal

cm – centímetro

CVBD – *Canine Vector Borne Diseases*; Doenças caninas de transmissão vectorial

DGI – Doença gastrointestinal

EDTA – *Ethylenediaminetetraacetic acid*, ácido etilenodiamino tetra-acético

ELISA – *Enzyme-Linked Immunosorbent Assay*

EOD – *Every Other Day*

EUA – Estados Unidos da América

FeLV – *Feline Leukemia Vírus*

FMV-ULisboa - Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de Lisboa

g – grama

HD – Hospedeiro definitivo

HI – Hospedeiro intermediário

HP – Hospedeiro paraténico

I.D. – Intestino delgado

IM – (via) intramuscular

IPMA – Instituto Português do Mar e da Atmosfera

kg – Quilograma

L1 – Larvas de estágio um ou 1º estágio

L2 – Larvas de estágio dois ou 2º estágio

L3 – Larvas de estágio três ou 3º estágio

L4 – Larvas de estágio quatro ou 4º estágio

L5 – Larvas de estágio cinco ou 5º estágio

LPDP – Laboratório de Parasitologia e Doenças Parasitárias

MAF – *Modified Acid Fast*

mg – miligrama

ml – mililitro

mm – milímetro

o.p.g – ovos por grama de fezes

PCR – *Polymerase Chain Reaction*

PO – *per os*

PPP – Período pré-patente

PP – Período patente

SC – (via) Subcutânea

spp. – Espécies

SID – *semel in die*, uma vez por dia

TAC – Tomografia axial computadorizada

TID – *ter in die*, três vezes ao dia

TPLO – *Tibial Plateau Levelling Osteotomy*

% – Percentagem

µm – micrómetro

°C – Grau Celsius

® - Marca registrada





## **I. Relatório de Actividades**

### **1. Estágio curricular**

O estágio curricular do Mestrado Integrado em Medicina Veterinária foi realizado maioritariamente na área de animais de companhia, na Clínica Veterinária Portas de Beja, sob a orientação do Dr. Bernardo Marujo. A estagiária teve ainda a oportunidade de acompanhar ocasionalmente o veterinário responsável em clínica de equídeos e de animais de produção. O mesmo foi iniciado a 1 de Outubro de 2015 e terminou a 31 de Dezembro de 2015. Este estágio teve a duração de 620 horas.

#### **1.1.Consultas e Tratamentos**

Durante este estágio foi possível pôr em prática muitos dos conhecimentos adquiridos na Faculdade de Medicina Veterinária ao longo destes anos.

Além de consultas de vacinação e primeiras consultas, a maioria dos casos clínicos acompanhados foram dermatológicos, gastrointestinais e urinários. Durante as consultas foi possível efectuar o exame físico e auxiliar na contenção dos animais se necessário.

Além disto, foi possível observar a evolução de um caso de esgana num cão, algo menos comum na actualidade.

Isto permitiu à estagiária melhorar a capacidade de diálogo com os proprietários e de diagnóstico, assim como relacionar todo o conhecimento teórico adquirido com situações reais.

Para além das consultas, foi possível realizar monitorização, tratamentos, alimentação e higiene dos animais que ficavam hospitalizados.

#### **1.2.Exames Complementares de diagnóstico**

Durante este estágio, foi possível a observação e por vezes participação na realização de exames complementares de diagnóstico como análises sanguíneas, radiografias, ecografias, exames do fundo do olho, entre outros. A interpretação destes exames foi realizada com a ajuda do médico veterinário.

#### **1.3.Cirurgia e Manutenção da anestesia**

Foi possível a participação na preparação pré-cirúrgica, incluindo tricotomia, limpeza e desinfecção do campo cirúrgico, administração da pré-medicação e colocação de cateteres. Durante a cirurgia foi possível monitorizar o paciente e os seus sinais vitais.

As cirurgias mais comuns foram as cirurgias electivas, como ovariohisterectomia e orquiectomias, e extirpação de nódulos e massas, apesar de terem existido outras como

resolução de entrópion e remoção de tumor das glândulas anais com castração de testículo com localização abdominal.

#### **1.4. Clínica de equídeos e de animais de produção**

Ocasionalmente, a estagiária teve oportunidade de acompanhar o médico veterinário responsável em saídas de campo e entrar em contacto com algumas situações mais comuns na clínica de equídeos e de animais de produção.

Na clínica de equídeos, as situações mais frequentes foram cólicas, problemas ortopédicos e limagem de dentes. Nesta área foi possível observar e auxiliar em algumas cirurgias como a castração.

Nos serviços veterinários prestados aos animais de produção destaca-se a sanidade animal, em que a estagiária participou na vacinação e desparasitação de rebanhos de ovinos e caprinos.

### **2. Estágio extracurricular**

O estágio extracurricular foi realizado na Figtree Veterinary Clinic e no Northside Emergency Veterinary Service and Veterinary Specialists, ambos em Sydney, Austrália. O mesmo foi iniciado a 18 de Abril de 2016 e terminou a 17 de Junho de 2016, tendo tido a duração de 480 horas. Este estágio permitiu à autora conhecer realidades e formas de trabalhar diferentes e expandir as suas capacidades de trabalho.

#### **2.1. Figtree Veterinary Clinic**

Durante o estágio na Figtree Veterinary Clinic foi possível à estagiária participar em muitos procedimentos que fazem parte do trabalho de um médico veterinário.

##### **2.1.1. Consultas e Tratamentos**

Durante as consultas, a estagiária pode participar no diálogo com os proprietários para recolha da anamnese, fazer o exame físico onde estava incluído o exame ortopédico, ajudar na contenção dos animais e realizar administrações.

A maioria das consultas, além das primeiras consultas e vacinações, foram de dermatologia.

Além das consultas, a estagiária pôde realizar diversos procedimentos como colheita de sangue, colheita de urina por cistocentese, colocação de cateteres e administrações na área de tratamentos.

A estagiária teve oportunidade de realizar outros procedimentos como punções aspirativas com agulha fina, lancetagem e drenagem de abscessos, lavagens auriculares com visualização

do canal auditivo, resolução de otohematomas, esvaziamento e limpeza de glândulas anais e enemas.

A estagiária pôde ainda realizar várias destartarizações e extracções de dentes.

Foi possível ainda realizar a monitorização, alimentação e higiene de animais hospitalizados.

### 2.1.2. Consultas de animais exóticos/silvestres

A estagiária teve a oportunidade de participar em consultas de animais exóticos/ silvestres, sendo o mais frequente possums (marsupiais da subordem Phalangeriformes, tendo-se observado maioritariamente as espécies *Pseudocheirus peregrinus* e *Trichosurus vulpecula*) e cacatuas (*Cacatua galerita*), entre outras aves.

Nesta área a estagiária pôde aprender um pouco mais acerca dos animais nativos, além de poder participar em tarefas como contenção dos animais e administrações.

Foi possível a observação de um caso de um canguru (*Macropus fuliginosus*) fêmea que tinha o membro posterior esquerdo fracturado, no qual se efectuou raio x. A indicação seria de cirurgia, contudo, devido às complicações pós-operatórias que existiam, não foi realizada.

É de referir um caso de um opossum muito jovem recolhido da rua que tinha uma fractura do crânio (Figura 1). Este animal foi submetido a eutanásia após o diagnóstico de uma situação que ocasionaria um baixo nível de bem-estar animal e seria incompatível com a vida.

**Figura 1 – A e B – Fotografias de *Pseudocheirus peregrinus*. C e D - Imagens radiográficas do seu crânio (originais).**



### **2.1.3. Exames Complementares de Diagnóstico**

A estagiária teve oportunidade de realizar vários exames complementares de diagnóstico como radiografias, ecografias abdominais e ecocardiografias, exames do fundo do olho, visualização do canal auricular, raspagens superficiais e profundas de pele, zaragatoas auriculares, urianálises e análises sanguíneas.

### **2.1.4. Cirurgia e manutenção da Anestesia**

A estagiária pôde participar na preparação pré-cirúrgica do animal, realizando actividades como tricotomia e limpeza e desinfecção do campo cirúrgico. Além disso, a estagiária teve oportunidade de participar como ajudante de cirurgião em várias cirurgias realizadas como remoção de massas e nódulos, cirurgias ortopédicas, entre outras.

Foi ainda possível realizar algumas cirurgias sob a supervisão dos médicos veterinários como ovariohisterectomias, orquiectomias, e resolução de hérnias umbilicais.

No campo da anestesia, a estagiária pode efectuar várias tarefas como indução anestésica, intubação e manutenção anestésica com monitorização dos sinais vitais.

## **2.2. Northside Emergency Veterinary Service and Veterinary Specialists**

Durante este estágio foi possível estar em contacto com casos diferentes dos que habitualmente são observados no dia-a-dia, por ser tratar de um hospital que apenas presta serviços de emergência e de especialidade.

### **2.2.1. Consultas e tratamentos**

Neste estágio, a autora teve oportunidade de assistir a consultas de várias especialidades e auxiliar nos mais diversos procedimentos, como colocação de sonda esofágica e alimentação por sonda, monitorização de animais em cuidados intensivos, colocação de cateteres, entre outros.

A estagiária teve oportunidade de assistir a casos de envenenamento por toxina de carraças, em que os animais paralisam e, se não for instituída terapêutica de suporte e administração de antídoto rapidamente, acabam por morrer. Nestes casos, a estagiária pôde realizar tarefas como manutenção do bem-estar dos animais paralisados, efectuando mudanças de decúbito regulares, manutenção da temperatura corporal, colocação de colírio nos olhos, manutenção dos sinais vitais e providenciando oxigénio quando necessário.

### **2.2.2. Exames Complementares de diagnóstico**

Houve oportunidade de assistir e participar em exames complementares como radiografias, TAC, endoscopias, ecografias e ecocardiografias, mielografias e artroscopias.

### **2.2.3. Cirurgia e manutenção da anestesia**

Por se tratar de um centro de especialistas, a estagiária pôde assistir a diversas cirurgias menos comuns como cirurgia do palato mole, *Tibial Plateau levelling osteotomy (TPLO)*, cirurgia de correcção de luxação da patela, cirurgia de reparação de ruptura do ligamento cruzado cranial, resolução de hérnias perineais, extirpação de massas de grande dimensão com *flap* de pele (Figura 2) e cirurgias de hérnias discais cervicais de acesso ventral (*ventral slot*).

**Figura 2** – Aspecto da sutura após realização de *flap* de pele (original).



## **3. Estágio no Laboratório de Parasitologia e Doenças Parasitárias da Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de Lisboa**

No Laboratório, a autora relembrou muitas técnicas de diagnóstico parasitológico antes de processar as amostras recolhidas através do acompanhamento da rotina laboratorial e de outros projectos de mestrado e doutoramento que decorreram no mesmo momento.

Depois de ter autonomia nas técnicas mais realizadas para diagnóstico parasitológico, a estagiária recolheu as amostras fecais e de sangue, despendendo 80 horas nesta colheita. Posteriormente, procedeu à sua análise no Laboratório de Parasitologia e Doenças Parasitárias (LPDP) da Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de Lisboa (FMV-ULisboa), onde efectuou a técnica de flutuação de Willis, a técnica de sedimentação, contagem de ovos

em câmara de McMaster, realização e coloração de esfregaços fecais e sanguíneos, a técnica de Knott e a coloração pelo método das Fosfatases Ácidas. Este estágio teve a duração de 650 horas.

## **II. Introdução**

O parasitismo refere-se a uma relação entre dois seres – o parasita e o hospedeiro. O parasita tem, geralmente, benefícios nutricionais sobre o hospedeiro e é normalmente considerado prejudicial para o mesmo, apesar de este prejuízo poder variar muito de grau (Ballweber, 2001). As doenças parasitárias causam problemas significantes em todo o mundo (Dhaliwal & Juyal, 2013).

A relação do Homem com os animais contribui para a sua dispersão e, conseqüentemente, dos seus agentes parasitários, muitos dos quais têm um importante impacto, não só na Saúde Animal, mas também na Saúde Pública, devido ao seu potencial zoonótico (Traversa, 2012).

Os animais domésticos, particularmente os cães, têm um importante papel na sociedade actual, contribuindo frequentemente para o desenvolvimento físico, social e emocional de crianças e para o bem-estar dos seus donos (Robertson, Irwin, Lymbery & Thompson, 2000). Robertson et al. (2000) referem que pessoas que têm animais de estimação apresentam-se menos frequentemente a consultas médicas, consomem menos medicamentos, têm uma menor pressão sanguínea e níveis de colesterol mais baixos.

Assim, com a crescente aproximação dos cães com os seres humanos, é fundamental conhecer os perigos que estes animais podem trazer para os seus donos e saúde pública da população, a fim de preveni-los ou minorá-los.

Apesar de os cães de canil não constituírem um risco significativo para a saúde pública em geral, além de poderem constituí-lo para os trabalhadores que com eles contactam diariamente, estes podem também ser adoptados. Quando isto acontece, não só constituem um perigo para os seus donos (Robertson et al., 2000), como poderão pôr em risco a saúde de pessoas e animais que partilham os mesmos espaços públicos.

O facto de os animais do canil terem uma origem bastante variada, constitui um importante factor quando falamos em caracterizar uma região quanto ao tipo de parasitas e riscos associados para a população dessa mesma região.

Este estudo surge como resposta à necessidade de conhecer a população de cães dos canis do distrito de Beja e perigos que os mesmos possam representar para a comunidade.

Assim, as grandes questões que se colocam são: Quais os parasitas que mais afectam os cães recolhidos nos canis da região de Beja? Qual a sua sazonalidade? Que problemas podem trazer para a saúde dos animais e da população humana que contacta com eles?



### **III. Revisão Bibliográfica**

#### **A. PARASITAS GASTROINTESTINAIS**

##### **1. NEMÁTODES**

Os nemátodes têm o corpo coberto por uma cutícula e, normalmente apresentam dimorfismo sexual, sendo os machos menores que as fêmeas (Ballweber, 2001).

Estes dividem-se em duas classes: Adenophorea (Ex: géneros *Trichuris*, *Capillaria sensu lato* e *Trichinella* spp.) (Ballweber, 2001) e Secernentea (Ex: Ordens Stryongylida, Rhabditia, Oxyuridam, Ascaridida e Spirurida) (Bowman, 2014).

Para este estudo, e por serem os principais parasitas de canídeos, iremos abordar, mais aprofundadamente, a Família Ancylostomatidae (*Ancylostoma caninum*, *Ancylostoma braziliense* e *Uncinaria stenocephala*), Família Ascarididae (*Toxocara canis* e *Toxascaris leonina*) e Trichuridae (*Trichuris vulpis*).

##### **1.1. Ancilostomatídeos**

A família Ancylostomatidae é constituída por duas subfamílias: Ancylostomatinae e Bunostominae (Bowman, 2014). Para o caso em estudo apenas a subfamília Ancylostomatinae irá ser abordada, uma vez que os seus hospedeiros são os carnívoros.

Esta subfamília inclui os géneros *Ancylostoma*, *Uncinaria*, *Globocephalus* e *Placoconus* (Bowman, 2014). Esta dissertação irá focar-se nos dois primeiros por serem os géneros observados em canídeos domésticos.

##### **1.1.1. *Ancylostoma* spp. e *Uncinaria* sp.**

##### **Distribuição**

*Ancylostoma* spp. tem distribuição mundial (Ballweber, 2001), sendo contudo mais característico de zonas tropicais e zonas temperadas/ quentes ((Urquhart, Armour, Duncan, Dunn & Jennings, 1996). Já *Uncinaria* sp. é mais frequente em zonas temperadas e subárticas (Urquhart et al., 1996) ou áreas temperadas do norte (Ballweber, 2001).

##### **Epidemiologia**

O nemátode *A. caninum* é mais comum em cães com menos de 1 ano de idade. Nos animais mais velhos, desenvolve-se resistência adquirida pela idade, tornando a doença clínica menos provável. Isto ocorre principalmente em cães de áreas endémicas, pois desenvolve-se também imunidade adquirida pela exposição ao agente (Urquhart et al., 1996).

Por outro lado, existe também a capacidade que alguns hospedeiros têm de compensar a perda de sangue, dependendo isto do seu estado de nutrição, da capacidade de hematopoiese e do envolvimento, ou não, de algum tipo de *stress* (Bowman, 2014).

A maioria das infecções ocorre no fim da Primavera, Verão e no início do Outono, principalmente, quando temperaturas amenas são acompanhadas de chuva (Bowman, 2014).

Em Portugal as prevalências de ancilostomatídeos variam bastante, consoante a região e a população em estudo (Anexo I). É de referir um estudo em Évora que apresentou valores superiores para cães com proprietário (7,8%) comparativamente com os cães de canil (4,1%) (Ferreira et al., 2011). Em Beja foi observada uma prevalência de 0,8% para *U. stenocephala* em amostras recolhidas de espaços públicos (Nunes, 2014). Em anexo encontram-se vários estudos epidemiológicos de ancilostomatídeos (Anexo I).

### **Ciclo de vida**

Estes parasitas têm um ciclo de vida directo, podendo ser indirecto na presença de HP (Ballweber, 2001). A infecção ocorre, por norma, por ingestão ou por penetração na pele da larva infectante (larva de 3º estágio ou L3). Esta larva migra depois, pelos tecidos do hospedeiro, até se desenvolver em adulto, no intestino delgado (Figura 3) (Bowman, 2014).

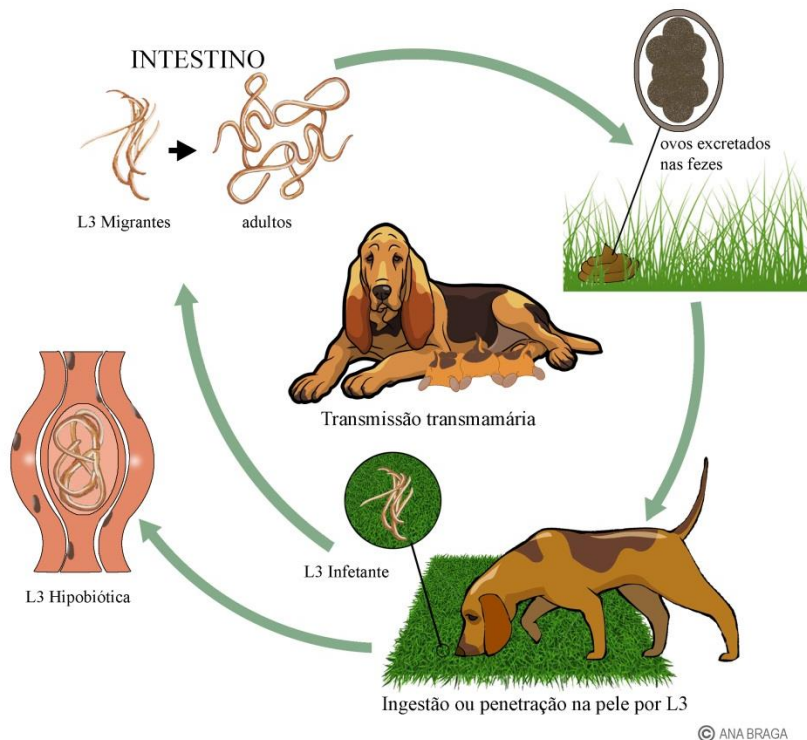
Os ovos são excretados nas fezes, as larvas L1 desenvolvem-se e eclodem em condições adequadas: solos bem drenados, áreas sombreadas, quentes e húmidas (Ballweber, 2001).

No caso de *A. caninum*, a transmissão pode ocorrer também por via transmamária. Apesar de a quantidade de larvas excretadas no leite diminuir a cada lactação, uma cadela infectada uma única vez com *A. caninum*, irá excretá-las nas três lactações seguintes (Bowman, 2014).

As larvas de *A. caninum* podem ficar hipobióticas na parede intestinal e nos músculos-esqueléticos dos canídeos e, ao serem reactivadas, podem migrar pela corrente sanguínea para os pulmões, onde penetram os alvéolos pulmonares, ascendem pela árvore brônquica até à faringe e são deglutidas, chegando ao intestino. (Bowman, 2014). Na figura 3 está esquematizado o ciclo anteriormente descrito.

Por sua vez, as infecções com *Uncinaria* sp. ocorrem, principalmente, por via oral e sem migrações extra-intestinais, sendo rara a penetração na pele e inexistente a transmissão transmamária. O PPP é de 2-4 semanas para *Ancylostoma* spp., dependendo da via de transmissão e de 2 semanas para *Uncinaria* sp. (Ballweber, 2001).

**Figura 3** – Ciclo de vida de *A. caninum* (original).



### Patogenia e sinais clínicos

As infecções tanto podem ser subclínicas como fatais por perda de sangue, dependendo isto da intensidade da infecção e da resistência do hospedeiro. A gravidade da infecção está relacionada com a capacidade do parasita em provocar anemia nos canídeos, sendo os nemátodes da espécie *A. caninum* muito mais patogênicos que os de *A. braziliense* ou *U. stenocephala* (Bowman, 2014)

As larvas hipobióticas de *A. caninum*, como referido anteriormente, podem ser reativadas, sendo um obstáculo à eliminação eficaz do parasita por não serem susceptíveis à terapêutica (Bowman, 2014).

Geralmente a infecção com *U. stenocephala* não está associada a perda grave de sangue, podendo até não haver sinais clínicos (Ballweber, 2001).

O sinal mais comum é a anemia, podendo observar-se mucosas pálidas, fezes moles ou aquosas e escuras, devido à presença de sangue digerido (melena). Podem ainda existir dermatite e pneumonia associadas à penetração das larvas infectantes e migração das larvas de L4 de *A. caninum*, respectivamente (Ballweber, 2001).

Existem quatro formas clínicas de infecção por ancilostomatídeos: hiperaguda (resultante da transmissão transmamária de *A. caninum*, em cachorros muito jovens), aguda (resultado da exposição repentina de cachorros mais velhos susceptíveis ou adultos a um grande número de larvas, ocorrendo anemia grave), crónica ou compensada (animais imunocompetentes expostos a um menor número de larvas, não havendo normalmente sinais clínicos) e

secundária ou descompensada (animais mais velhos com outros problemas, havendo anemia grave associada) (Ballweber, 2001).

### **Diagnóstico e identificação**

O diagnóstico é realizado através da identificação de ovos nas fezes, pelo método de flutuação, sendo estes ovais, com contorno fino, contendo uma mórula com 2-8 células, no caso de *Ancylostoma* spp. e 8 células, no de *U. stenocephala*. Os ovos medem 55-90 x 34-45 µm no caso de *Ancylostoma* spp. e 65-80 x 45-50 µm, no de *U. stenocephala*.

No exame pós-morte, podem-se encontrar parasitas adultos no intestino delgado, especialmente no jejuno, no caso de *Ancylostoma* spp., e no terço posterior do intestino delgado, no caso de *Uncinaria* sp. (Ballweber, 2001). Estes são facilmente reconhecidos com base no seu tamanho (1-2 cm) e pela sua forma de gancho (daí a sua designação anglo-saxónica de “hookworm”) (Urquhart et al., 1996). A distinção das espécies do género *Ancylostoma* é efectuada pelo número de dentes pontiagudos, na margem ventral da boca, sendo que *A. braziliense* tem um par, *A. duodenale* tem dois pares e *A. caninum* e *A. tubaeforme* têm três pares (Bowman, 2014). *Uncinaria* sp. pode-se diferenciar pela presença de placas cortantes, em vez de dentes na cavidade bucal (Ballweber, 2001).

### **Terapêutica e controlo**

Bowman (2014) e Ballweber (2001) referem que os cães podem ser tratados com Pamoato de pirantel, Febantel, Febendazol. Pode ainda ser utilizada Mibemicina oxima e Moxidectina (Bowman, 2014). Ballweber (2001) salienta que deve ser fornecida terapêutica de suporte.

Ballweber (2001) recomenda, para prevenir a transmissão transmamária, a administração de Febendazol (50 mg/Kg diariamente, a partir do 40º dia de gestação até ao 14º dia de lactação), ou Ivermectina (0,5mg/ Kg administrada 4-9 dias antes do parto, seguido de um segundo tratamento 10 dias depois).

O desenvolvimento das larvas é beneficiado pela falta de cuidados de higiene nos canis, acumulação de fezes e solos não pavimentados, pois as fezes misturam-se com o solo, dificultando a limpeza (Bowman, 2014). Assim, no controlo desta infecção, é importante que os canis tenham solo pavimentado e as fezes sejam removidas pelo menos 2 vezes por semana. Deve manter-se o pavimento limpo e seco, impedir comportamentos predatórios e desparasitar os cães regularmente (Ballweber, 2001).

## **Potencial zoonótico**

A larva migrante cutânea no Homem está normalmente associada à infecção com *A. braziliense*, sendo caracterizada por linhas tortuosas, eritematosas e pruríticas, como resultado da resposta imunológica à migração da larva na pele (Ballweber, 2001). *A. caninum* pode, ocasionalmente, chegar a adulto nos seres humanos e causar enterite (Dhaliwal & Juyal, 2013).

Para prevenir esta zoonose, é importante evitar que os animais sejam infectados, que defequem em espaços públicos, reduzir o número de animais de rua e educar a população sobre a doença (Ballweber, 2001).

### **1.2. Ascarídeos**

Os Ascarídeos são os maiores nemátodes do tracto intestinal dos animais domésticos (Bowman, 2014), sendo bastante comuns em cães, nomeadamente os das espécies *Toxocara canis* e *Toxascaris leonina* (Edward, James & David, 2005).

#### **1.2.1. *Toxocara* spp. e *Toxascaris leonina***

##### **Distribuição**

Ambos os géneros têm distribuição mundial (Ballweber, 2001). Contudo, Bowman (2014) refere que *Toxascaris leonina* é mais frequente em climas mais frios.

##### **Epidemiologia**

A espécie *T. canis* é o parasita mais comum em cães durante os primeiros meses após o nascimento (Bowman, 2014).

Estudos de prevalência, deste parasita em cães, em vários países, têm mostrado grande variedade de prevalências, desde 5% até 80%, sendo as mais elevadas observadas em cães com menos de 6 meses de idade (Urquart et al., 1996).

Na Turquia observaram-se prevalências de 12,64% na Primavera, 4,2% no Verão, 10,91% no Outono, 8,04% no Inverno, em amostras recolhidas de espaços públicos, sendo a Primavera a estação com prevalência mais elevada Avcioglu & Burgu (2008).

Em Portugal observaram-se prevalências relativamente baixas, sendo a mais elevada de 15% em cães de canil, num estudo realizado em Vila Franca de Xira Santos (2014). Em Lisboa as prevalências apontadas foram bastante baixas, sendo de 0,5% para *Toxocara* spp. e 1% para *T. leonina*. Em anexo encontram-se vários estudos epidemiológicos de ascarídeos (Anexo I).

## Ciclo de vida

Estes parasitas têm ciclo de vida directo, podendo ser indirecto com HP (roedores, ovelhas, porcos, macacos, humanos e minhocas) (Ballweber, 2001) (Figura 4).

A infecção pode ocorrer por quatro vias, no caso de *Toxocara* spp.: ingestão de ovos com L3 infectantes, ingestão de HP infectados, via transmamária ou via pré-natal (transplacentária) (apenas *T. canis*) (Ballweber, 2001). No caso de *T. leonina*, a infecção ocorre apenas com a ingestão de um ovo com larva infectante, ou de um HP infectado (Bowman, 2014).

Posteriormente, a larva de *T. leonina* invade a mucosa do intestino delgado e desenvolve-se antes de voltar para o lúmen do intestino. Aqui, atinge a maturidade (Bowman, 2014), sem efectuar migrações fora do intestino, sendo o PPP de 7-11 semanas se a infecção ocorrer pela ingestão de ovos, diminuindo cerca de 2 semanas no caso da ingestão de um HP.

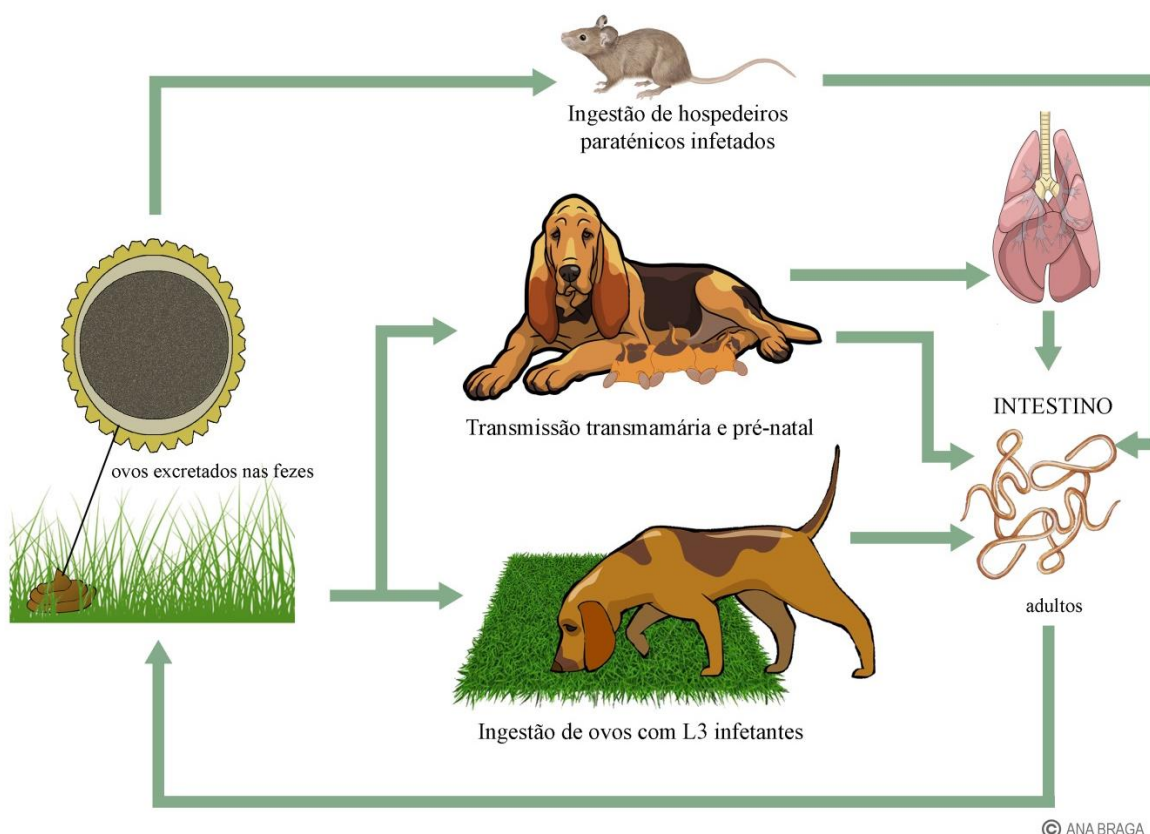
Por outro lado, a larva L3 de *Toxocara* spp. eclode no intestino e, em cães jovens (1 mês de idade ou menos), ocorre a migração hepato-pulmonar, sendo o PPP de 28 dias. Em animais mais velhos, a larva eclode, migra para os pulmões e se continua nos capilares alveolares prossegue para os tecidos somáticos (órgãos, músculos, etc.), onde pára o desenvolvimento (Ballweber, 2001). Assim, a probabilidade de migração somática aumenta progressivamente com a idade e estas larvas acumulam-se nos tecidos, tornando-se igualmente hipobióticas (Bowman, 2014).

Quando os canídeos se infectam pela ingestão de hospedeiros paraténicos, não existem migrações extra intestinais e o PPP é cerca de 21 dias. Os ovos são excretados nas fezes e o desenvolvimento das larvas L3 infectantes ocorre em 3-4 semanas para *Toxocara* spp. e 1 semana para *T. leonina* (Ballweber, 2001).

As larvas hipobióticas podem ser reactivadas na gestação e migrar, quer para os pulmões dos fetos no último trimestre (mudando depois para L4 e amadurecendo no I.D. após o nascimento – transmissão pré-natal, com PPP de 3-5 semanas), quer para as glândulas mamárias (sendo ingeridas durante a lactação – transmissão transmamária, com PPP de 21 dias e sem migrações extra intestinais), ou para o intestino das cadelas (onde se desenvolvem para adultos, sendo as fezes da progenitora uma fonte de infecção) (Ballweber, 2001). Na figura 4 está esquematizado o ciclo de vida de *T. canis*.

Uma cadela, uma vez infectada com *T. canis*, irá infectar as ninhadas seguintes, ainda que não tenha sido novamente infectada (Urquhart et al., 1996).

**Figura 4** – Ciclo de vida de *T. canis* (original).



### Patogenia e sinais clínicos

Animais muito jovens podem apresentar pneumonia associada à migração das larvas de *T. canis*, podendo as infecções graves pré-natais ou transmamárias resultar em morte (Ballweber, 2001).

Bowman (2014) refere que em infecções pré-natais graves com *T. canis*, pode ser evidente uma dor abdominal grave, podendo-se observar que os animais gemem e adoptam uma postura característica, com membros posteriores afastados.

A presença de parasitas adultos no intestino, que por vezes podem ser vomitados ou excretados nas fezes, causa aumento do volume do abdómen, vulgarmente designada como “*pot-belly*” (ou “barriga de sapo”), com défices de crescimento e, ocasionalmente, diarreia (Urquhart et al., 1996). Contudo, em animais mais velhos, as infecções são normalmente inaparentes (Ballweber, 2001).

### Diagnóstico e identificação

O diagnóstico laboratorial é realizado com o teste de flutuação fecal para pesquisa de ovos, sendo os de *Toxocara* spp. subesféricos, com contorno irregular, amarelo-acastanhados e as dimensões 75-90  $\mu\text{m}$  (*T. canis*) ou 65-75  $\mu\text{m}$  (*T. cati*), contendo uma célula única escura, que

preenche o interior do ovo. Os de *T. leonina* diferenciam-se por terem pouca cor, contorno liso, e a célula única não preencher o interior do ovo; as suas dimensões são 75-85 x 60-75 µm.

Na necrópsia, podem encontrar-se adultos no intestino delgado, que são brancos e grandes, com 3-10 cm (*T. cati*) 10-18 cm de comprimento (*T. canis*) ou até 10 cm (*T. leonina*) (Ballweber, 2001). A diferenciação entre as espécies de ascarídeos está descrita na tabela 1.

**Tabela 1** – Distinção entre espécies de ascarídeos (baseado em Urquhart et al. (1996), Ballweber (2001) e Bowman (2014)).

	<i>T. canis</i>	<i>T. cati</i>	<i>T. leonina</i>
Asas cervicais	Estreitamento na direcção caudal; forma lanceolada	Asas mais largas; extremidade anterior em forma de seta (margens posteriores fazem ângulo quase recto com o corpo)	Estreitamento na direcção caudal; forma lanceolada
Cauda do macho	Processo caudal semelhante a um dedo	Processo caudal semelhante a um dedo	Ausência de processo caudal semelhante a um dedo

### Terapêutica e controlo

Ballweber (2001) refere que se pode utilizar a Piperazina, o Pamoato de pirantel, o Febendazol e o Febantel.

Alho, Seixas, Rafael & Carvalho (2010) referem que o Emodepsídeo e a Moxidectina têm grande eficácia no controlo das formas larvares L4 e L5, de ambos os géneros de parasitas. Além disso, também a Selamectina e Milbemicina oxima são eficazes, apesar de em grau menor.

Os tratamentos antiparasitários devem ser iniciados às 2 semanas de idade e continuados, em intervalos quinzenais, até duas semanas após o desmame, uma vez que os cachorros podem ser infectados gravemente por *T. canis* por via pré-natal ou transmamária. Seguidamente, devem realizar-se desparasitações mensais até aos seis meses de idade. Em animais adultos pode minimizar-se o risco de infecção através de tratamentos mensais. As desparasitações anuais e bianuais não têm um impacto significativo na prevenção de infecções, sendo assim recomendados tratamentos, pelo menos, quatro vezes por ano. (ESCCAP, 2010)

Os ovos de ascarídeos são muito resistentes a condições ambientais extremas (só são destruídos acima dos 60°C durante 5 minutos) e permanecem infectantes durante anos, especialmente em solos pouco drenados (Bowman, 2014).



Alho et al. (2010) afirmam que “o grande desafio relativamente à ancilostomatidose e à toxocarose prende-se com o facto das larvas enquistadas nos tecidos somáticos das cadelas/gatas constituírem a principal via de transmissão para as crias e serem pouco sensíveis à maioria dos anti-helmínticos”.

Assim, o ambiente onde se encontram as cadelas e as ninhadas estará, provavelmente, bastante contaminado com ovos, depois da 3ª semana após o nascimento, sendo durante este período que se deve administrar anti-helmínticos e limpar e desinfetar o ambiente (Bowman, 2014).

### **Potencial zoonótico**

Os nemátodes da espécie *T. canis* são responsáveis pela forma mais comum de larva migrante visceral no homem (Urquhart et al., 1996), sendo por isto uma importante zoonose. Os nódulos, contendo larvas, ocorrem principalmente no fígado, pulmões, rins, e cérebro (Bowman, 2014).

Apesar de a doença não ser geralmente sintomática, na presença de sinais, pode apresentar quatro formas diferentes: visceral ou sistémica (assintomática ou com eosinofilia crónica, hepatomegalia, pneumonia, febre e distúrbios digestivos), ocular (granulomas da retina, descolamento de retina, queratite e cegueira), neurológica (meningoencefalite) (Dhaliwal & Juyal, 2013) e toxocarose oculta (sinais de fraqueza crónica, alergia, dor abdominal e eosinofilia leve) (Robertson & Thompson, 2002).

O Homem pode ser infectado se ingerir hospedeiros paraténicos, isto é, após a ingestão de carne mal confeccionada, principalmente, fígado mal cozinhado, sendo estes os casos mais associados à presença de sintomas (Bowman, 2014).

As crianças infectam-se, também, quando ingerem solos muito contaminados com ovos infectantes de *T. canis* (Bowman, 2014). Assim, são mais frequentemente infectadas do que os adultos, sendo a doença com sinais clínicos graves encontrada, principalmente, em crianças de 1 a 3 anos de idade (Deplazes, Knapen, Schweiger & Overgrauw, 2011).

Os médicos veterinários têm, portanto, a responsabilidade de identificar e eliminar infecções de *T. canis* e *T. cati* nos hospedeiros animais, e de informar a população acerca da epidemiologia e prevenção desta infecção em humanos (Bowman, 2014).

### **1.3. *Trichuris* sp.**

#### **Distribuição**

Os nemátodes da espécie *Trichuris vulpis* parasitam o intestino grosso do cão, particularmente o cego, tendo uma distribuição mundial. Podem ainda ser isolados em canídeos silvestres, como a raposa (*Vulpes vulpes*) e o lobo (*Canis lupus*) (Urquhart et al., 1996).

#### **Epidemiologia**

A longevidade dos ovos, que podem sobreviver como foco de infecção nos canis após 3-4 anos da sua excreção para o ambiente, é um factor importante na perpetuação desta infecção (Urquhart et al., 1996).

Em Portugal, as prevalências destes parasitas foram baixas (<3%) em algumas regiões como Lisboa (Lebre, 2011), Porto (Neves, Lobo, Simões & Cardoso 2014) e Évora (Ferreira et al., 2011), sendo mais elevadas em Vila Franca de Xira (11,25%) (Santos, 2014). Em Cantanhede (Cardoso, Costa, Figueiredo, Castro & Conceição, 2014) e Ponte de Lima (Mateus, Castro, Ribeiro & Vieira-Pinto, 2014) as prevalências foram ainda maiores, sendo de 30% ou superior (Anexo I).

Em Évora, um estudo revelou prevalências superiores em cães de canil (2%) do que em cães com proprietário (0%) (Ferreira et al., 2011).

Em anexo encontram-se vários estudos epidemiológicos de *T. vulpis* (anexo I).

#### **Ciclo de vida**

O ciclo de vida de *T. vulpis* é directo, com um PPP de 11-12 semanas (Ballweber, 2001). Os ovos são excretados nas fezes, contendo uma única célula e não são infectantes. O primeiro estágio de larva infectante desenvolve-se dentro do ovo, em cerca de 1 semana, mas não eclode, a não ser que seja ingerido por um hospedeiro adequado (Bowman, 2014).

Depois da ingestão, os opérculos são digeridos e a larva L1 é libertada, penetrando as glândulas da mucosa cecal. Consequentemente, todas as quatro mudas ocorrem no interior destas glândulas e os adultos permanecem livres no lúmen, com a extremidade anterior fixa à mucosa (Urquhart et al., 1996).

O seu desenvolvimento ocorre no epitélio do intestino, não existindo migrações extra-intestinais (Bowman, 2014).

#### **Patogenia e sinais clínicos**

A maioria das infecções em canídeos é subclínica. Contudo, infecções maciças podem causar episódios de diarreia intermitente (Bowman, 2014).

Os sinais associados a esta infecção são inflamação, hematoquézia, perda de proteína pelo intestino (Edward et al., 2005), cólicas, inapetência, perda de peso e déficit de crescimento (Ballweber, 2001).

### **Diagnóstico e identificação**

Para realizar o diagnóstico, efectua-se o teste de flutuação fecal, para pesquisa de ovos, sendo as suas dimensões: 70-80 x 30-40 µm (Ballweber, 2001). Além disso, têm forma de limão, são bioperculados e contêm uma única célula quando são excretados nas fezes (Bowman, 2014).

No exame *post mortem*, podem-se encontrar adultos fixos à mucosa do ceco e cólon, que têm aparência de chicote, com 4,5- 7,5 cm de comprimento (Ballweber, 2001). A sua extremidade anterior é fina, semelhante a um cabelo que penetra a parede do intestino, e a posterior robusta e livre no lúmen do intestino (Bowman, 2014). Microscopicamente, a cauda do macho é enrolada, tendo uma única espícula envolvida por uma bainha espinhosa e a da fêmea é curva (Urquhart et al., 1996).

### **Terapêutica e controlo**

O teste de flutuação permite a identificação dos ovos, contudo, animais com flutuações negativas, devem ser empiricamente tratados, pois a excreção é intermitente (Edward et al., 2005).

Segundo Bowman (2014) e Ballweber (2001), pode-se utilizar o Febendazol e o Febantel. Pode também administrar-se Milbemicina oxima e Moxidectina (Bowman, 2014). O Febendazol é um anti-helmíntico de largo espectro, bastante seguro quando administrado PO (50mg/Kg a cada 24 horas durante 5 dias consecutivos, repetindo o procedimento às 3 semanas e aos 3 meses após o primeiro tratamento) (Edward et al., 2005).

Este parasita, ao contrário da maioria dos nemátodes, demora cerca de 3 meses a desenvolver-se em adulto; assim, deve-se administrar anti-helmínticos repetidamente 3 vezes, em intervalos mensais, para destruir os parasitas, quando eles chegam a adultos e prevenir a libertação de ovos que contaminem o ambiente (Bowman, 2014).

Os ovos infectantes são muito resistentes, dificultando o sucesso da terapêutica (Bowman, 2014). Assim, para um controlo eficaz, deve-se limpar completamente todas as áreas do canil pelo menos duas vezes por mês (Ballweber, 2001).

## Potencial zoonótico

Apesar de raramente, *T. vulpis* foi reportado em humanos (Ballweber, 2001). A doença é geralmente assintomática, mas pode haver diarreia, disenteria, prolapso rectal, dor abdominal, vômitos e dor de cabeça em infecções graves (Dhaliwal & Juyal, 2013).

## 2. CÉSTODES

Um céstode adulto é um parasita de corpo achatado e sem canal digestivo (Urquhart et al., 1996), consistindo, essencialmente, de uma cadeia (estróbilo) de unidades independentes (proglotes), reprodutivas e progressivamente em maturação, com uma extremidade que se liga à parede do intestino do hospedeiro por um órgão de fixação ou escólex. A unir o escólex e o estróbilo, existe o pescoço. Caracterizam-se ainda por terem ambos os sexos representados no mesmo indivíduo (hermafroditas) (Bowman, 2014).

A ordem Cyclophyllidea engloba as principais espécies de céstodes dos canídeos, pertencentes às famílias Taeniidae (géneros *Taenia* e *Echinococcus*) e Dipylidiidae (*Dipylidium caninum*) (Bowman, 2014) e que serão seguidamente abordadas.

### Distribuição

*D. caninum* e *Taenia* spp. têm distribuição mundial. Já *E. granulosus* encontra-se na América do Norte e do Sul, Inglaterra, África, Oriente Médio, Austrália e Nova Zelândia; enquanto *E. multilocularis* se distribui no centro-norte da Europa, Japão, Alasca, Canadá e Estados Unidos centrais (Ballweber, 2001).

### Epidemiologia

As prevalências de céstodes podem variar de 4% a 60% em cães, existindo muitos factores que influenciam a presença de infecção, como a região geográfica e a susceptibilidade do animal à ingestão de HI infectados. A frequência de infecções é subestimada (quando realizada técnica de flutuação), uma vez que, os proglotes (e os ovos) são distribuídos por focos no material fecal. Além disso, alguns ovos de céstodes são pesados, não flutuando com facilidade (CAPC, 2013) (o que pode ser ultrapassado com a realização da técnica de sedimentação).

Em Portugal os estudos realizados mostram prevalências de céstodes baixas, sendo inferiores a 2% quer para *D. caninum*, quer para tenídeos, em Lisboa (Lebre, 2011), Ponte de Lima (Mateus et al., 2014) e Cantanhede (Cardoso et al., 2014). A maior prevalência observada foi de 10% em Vila Franca de Xira (Santos, 2014). Em anexo encontram-se vários estudos epidemiológicos sobre prevalência de céstodes (anexo I).

## Ciclo de vida

Todos os céstodes têm um ciclo de vida indirecto. Os proglotes gravídicos são excretados nas fezes e quando sofrem ruptura libertam-se os ovos. Estes contêm um embrião com seis ganchos (embrião hexacanto) e necessitam ser ingeridos, pelo HI, para se desenvolverem no estágio seguinte – metacestode. Por sua vez, o metacestode pode assumir várias formas (tabela 2). O HD infecta-se quando ingere um HI infectado, não existindo migrações extra-intestinais. Cada cisticerco ingerido pelo HD dá origem a uma ténia adulta. Já no caso do cenuro e do quisto hidático, cada um produz vários parasitas adultos (Ballweber, 2001).

**Tabela 2** – HI, metacestodes e PPP das formas adultas de cada céstode dos canídeos  
(Adaptado de Urquhart et al. (1996), Ballweber (2001) e Bowman (2014)).

Cestode	HI	Metacestode	PPP
<i>Taenia hydatigena</i>	Ovinos, outros ruminantes e suínos	CISTICERCO <i>Cysticercus tenuicollis</i>	51 Dias
<i>Taenia multiceps</i>	Ovinos e outros ruminantes	CENURO <i>Coenurus cerebralis</i>	30 Dias
<i>Taenia ovis</i>	Ovinos	CISTICERCO <i>Cysticercus ovis</i>	42 – 63 Dias
<i>Taenia pisiformis</i>	Coelho e lebre	CISTICERCO <i>Cysticercus pisiformis</i>	56 Dias
<i>Taenia serialis</i>	Coelho	CENURO <i>Coenurus serialis</i>	30 – 60 Dias
<i>D. caninum</i>	Pulgas ( <i>Ctenocephalides canis</i> , <i>C. felis</i> , <i>Pulex irritans</i> ) e piolhos ( <i>Trichodectes canis</i> )	LARVA CISTICERCÓIDE	21 Dias
<i>E. granulosus</i>	Principalmente ovinos	QUISTO HIDÁTICO (Unilocular que não invadem o tecido circundante)	45 – 60 Dias
<i>E. multilocularis</i>	Roedores	QUISTO HIDÁTICO (Multilocular que se infiltram no tecido circundante)	28 Dias

## Patogenia e sinais clínicos

A fase larvar produz, frequentemente, doença clínica mais grave, que o parasita adulto (Bowman, 2014).

Na verdade, as infecções em canídeos não são, normalmente, acompanhadas de sinais clínicos (Ballweber, 2001). Contudo, pode existir prurido anal, no caso *D. caninum*, associado à

migração de proglotes no recto, ânus e área do períneo (Ballweber, 2001; Urquhart et al., 1996) e, no caso de *Taenia* spp., devido à excreção dos proglotes nas fezes (Zajac & Conboy, 2012).

### Diagnóstico e identificação

O diagnóstico pode ser realizado através da detecção de ovos no teste de flutuação fecal. Os ovos de *Echinococcus* spp. e *Taenia* spp. são castanhos, ligeiramente ovais, com até 40-49 µm, o contorno (embrióforo) tem estrias radiais e não podem ser diferenciados entre si. Os de *D. caninum* têm cerca de 50 µm de diâmetro e surgem raramente como ovos individuais, mais frequentemente nas cápsulas ovígeras, podendo esmagar-se um proglote ovígero para observar estas cápsulas. No caso de *D. caninum* e de *Taenia* spp., podem-se observar proglotes gravídicos nas fezes, pêlo ou nas camas dos animais. No exame *post-mortem*, podem-se encontrar, no intestino delgado, parasitas adultos (Ballweber, 2001). Na tabela 3 estão descritas as características dos parasitas e seus proglotes.

**Tabela 3** – Características dos diferentes géneros de céstodes dos canídeos (adaptado de Ballweber (2001)).

Identificação	Dimensão	Escólex	Rostelo	Segmentos maduros gravídicos
<i>Taenia</i> spp.	Até 2 m	4 ventosas	2 Coroas ganchos	de Forma rectangular e apenas 1 poro
<i>Echinococcus</i> spp.	2 – 7 mm	4 ventosas	2 Coroas ganchos	de Apenas 1 segmento gravídico, maior que os restantes, forma rectangular e apenas 1 poro
<i>D. caninum</i>	Até 50 cm	4 ventosas	Retrátil com 3 coroas de ganchos, em forma de espinhos de rosa	3 Forma de semente de pepino com dois poros laterais

### Terapêutica e controlo

O Praziquantel (5 mg/kg, via oral ou subcutânea, em dose única) é eficaz contra parasitas imaturos e adultos de *Taenia* spp., *Echinococcus* spp. e *D. caninum*, em canídeos. Em infecções com *Taenia* spp. pode-se utilizar também o Febendazol (durante 3 dias, numa dose de 50 mg/kg) (Ballweber, 2001; Bowman, 2014).

O Epsiprantel na dose de 5,5 mg/kg (Bowman, 2014) ou 2,5 mg/ Kg (Ballweber, 2001) é eficaz contra *D. caninum* e *Taenia* spp. Com doses de 7,5 mg/kg consegue-se eliminar a infecção de *E. multilocularis*. Bowman (2014) refere ainda que, o Praziquantel em associação

com o Pamoato de pirantel e o Febantel, é eficaz em infecções de *E. granulosus* e *E. multiloculares* (Bowman, 2014).

No controlo destas infecções, é importante eliminar infestações de pulgas e piolhos (no caso de *D. caninum*), impedir hábitos de predação e evitar alimentar canídeos com carne crua ou vísceras dos HIs respectivos (em infecções com *Echinococcus* spp. e *Taenia* spp.) (Ballweber, 2001).

### **Potencial zoonótico**

Os parasitas adultos de *Echinococcus* (nos HD) não são geralmente patogénicos. Apesar de os quistos hidáticos nos HI parecerem ser bem tolerados (com os sinais clínicos, geralmente, só em animais mais velhos), no Homem, os quistos hidáticos podem causar disfunção hepática ou respiratória e, em caso de ruptura, anafilaxia. Devido ao seu potencial zoonótico grave, é necessário ter muito cuidado na manipulação de material suspeito aquando da realização de necrópsias de canídeos domésticos e silvestres (Ballweber, 2001).

Os seres humanos podem-se infectar através da ingestão accidental de ovos nas fezes de cães e, consoante o parasita envolvido, podem ocorrer três tipos da doença. Na equinococose quística, os quistos uniloculares, localizados no fígado, pulmão e outros órgãos, produzidos pelo metacestode de *E. granulosus*, são um problema em muitas partes do mundo (World Health Organization [WHO] & World Organisation for Animal Health [OIE], 2001). A equinococose alveolar, embora rara, é uma doença maligna e potencialmente fatal, que leva a hidatidose alveolar e ocorre por acção do metacestode de *E. multilocularis*. A equinococose poliquística ocorre devido à infecção com o metacestode de *E. vogeli* ou *E. oligarthrus* (Dhaliwal & Juyal, 2013).

A infecção com *E. granulosus*, através do contacto com animais de estimação, cães de rua ou de trabalho é, especialmente, importante em regiões em que a educação e o controlo veterinário são inadequados (Deplazes et al., 2011).

A infecção accidental de seres humanos, com *D. caninum*, pode ocorrer pela ingestão de pulgas infectadas de cão/gato ou de alimentos contaminados por estes artrópodes, tendo sido reportada em crianças e jovens. Apesar disto, ocorre apenas raramente e muitas vezes permanece assintomática, podendo manifestar-se através de dor abdominal, diarreia, irritabilidade do ânus e obstrução intestinal (Dhaliwal & Juyal, 2013).

### 3. PROTOZOÁRIOS

Os protozoários são organismos unicelulares, com formas e tamanhos distintos, sendo que apenas um pequeno número é parasita obrigatório e muitos não são patogénicos (Ballweber, 2001).

#### Distribuição

Os protozoários que serão descritos seguidamente, nomeadamente dos géneros *Cystoisospora*, *Giardia* e *Cryptosporidium* têm distribuição mundial (Ballweber, 2001).

#### 3.1. *Cystoisospora* spp.

Os protozoários do género *Cystoisospora* são específicos para os seus hospedeiros (ESCCAP, 2011), sendo *Cystoisospora canis* (espécie com o maior oocisto), *Cystoisospora ohioensis* e *Cystoisospora burrowsi* as espécies mais comuns em canídeos (Bowman, 2014). As duas últimas são frequentemente referidas como o complexo-*C. ohioensis*, por não serem facilmente distinguidas morfológicamente (ESCCAP, 2011).

#### Epidemiologia

As espécies de *Cystoisospora* sp. em cães, são ubíquas e os oocistos podem estar presentes nas fezes de animais com infecções subclínicas ou clínicas. As infecções primárias ocorrem geralmente durante o período de amamentação, entre a terceira e a oitava semana de idade. Consecutivamente, a maioria dos casos clínicos são diagnosticados em animais com menos de quatro meses de idade. Os oocistos permanecem infectantes no ambiente, por vários meses, e podem acumular-se em canis com uma elevada densidade de animais jovens (ESCCAP, 2011).

Em Portugal os estudos efectuados revelam prevalências relativamente baixas, sendo as mais elevadas observadas em cães com doença gastrointestinal (13,5% num estudo do Porto (Neves et al., 2014)) e em cães de canil (10,1% em Lisboa (Lebre, 2011)).

Ferreira et al. (2011) encontraram ainda, em Évora, prevalências superiores em cães de canil (6,1%) quando comparadas com as de cães com proprietário (5,2%). Em anexo encontram-se vários estudos epidemiológicos (anexo I).

#### Ciclo de vida

O ciclo de vida é directo, mas também pode ser indirecto, com HP, e os oocistos são excretados nas fezes, esporulando posteriormente no ambiente. Cada oocisto dá origem a dois esporocistos, cada um com quatro esporozoítos (esporozoítos são o estágio infectante). A



infecção é adquirida pela ingestão de oocistos esporulados e os esporozoítos são libertados, penetrando a parede intestinal. A reprodução assexuada produz merontes/esquizontes (contendo merozoítos) que, quando estão em crescimento, destroem as células do hospedeiro e libertam os merozoítos que irão penetrar novas células. Quando penetram em novas células, os merozoítos entram na fase sexuada e produzem os gamontes masculino e feminino, chamados de microgâmetas e macrogâmetas, respectivamente. Os microgâmetas deixam a célula para fertilizar os macrogâmetas que, depois de fertilizados, se tornam em oocistos. Por último, estes saem da célula do hospedeiro para serem excretados nas fezes. Os oocistos podem ser ingeridos por roedores ou aves (HP), os esporozoítos penetram o seu intestino delgado e migram para vários órgãos, onde enquistam (sendo chamados de hipnozoítos) (Ballweber, 2001). Os cães e os gatos infectam-se quando ingerem estes HPs (Bowman, 2014). O PPP é de 4-11 dias dependendo da espécie (Edward et al., 2005).

### **Patogenia e sinais clínicos**

O mecanismo patogénico primário é a destruição das células do hospedeiro, tendo as infecções tendência para ser auto-limitantes. Nem todas as espécies são igualmente patogénicas, dependendo a gravidade da doença da espécie e do número de oocistos ingeridos. A imunidade é específica para cada espécie e incompleta (Ballweber, 2001), sendo a imunidade cruzada, entre espécies, improvável num mesmo hospedeiro (ESCCAP, 2011).

De facto, quase todos os cães jovens são infectados durante os primeiros meses de vida (Bowman, 2014). Contudo, normalmente a infecção não está associada a doença clínica (Edward et al., 2005). Muitas vezes, a apresentação clínica está relacionada com co-infecções virais, helmínticas ou bacterianas ou a mudanças na dieta (por exemplo animais jovens que receberam alimentos sólidos pela primeira vez) (ESCCAP, 2011). A manifestação da doença está normalmente relacionada com animais debilitados, muito jovens, infecções maciças ou estirpes particularmente patogénicas (Ballweber, 2001).

Os sinais clínicos podem incluir diarreia, dor abdominal, desidratação, anorexia, e perda de peso (Ballweber, 2001), sendo que diarreia ocorre, frequentemente, pouco antes do início da excreção de oocistos (ESCCAP, 2011).

### **Diagnóstico e identificação**

O diagnóstico é obtido através de um esfregaço fecal directo ou de uma flutuação fecal (Edward et al., 2005).

Na flutuação, pode-se observar oocistos que têm normalmente tamanho > 12 µm; contudo, a presença/ausência de oocistos não está necessariamente correlacionada com a

presença/ausência de doença. Na necrópsia, podem-se observar os estádios assexuados e sexuados em cortes histológicos do tracto intestinal de animais afectados (Ballweber, 2001).

### **Terapêutica e controlo**

O tratamento deve incluir todos os animais susceptíveis, que estão em contacto com animais doentes. As sulfonamidas são eficazes no controlo da diarreia, quando administradas diariamente durante 5-7 dias, mas não na excreção de oocistos (ESCCAP, 2011). Pode utilizar-se sulfadimetoxina na dose de 55mg/kg no 1º dia e 27,5 mg/kg nos 4 dias seguintes ou até 2 dias após o desaparecimento dos sinais (Ballweber, 2001; Bowman, 2014), ou 50 mg/Kg PO, a cada 24 horas, durante 10 dias (Edward et al., 2005). Pode ainda ser utilizada a associação trimetopim/sulfonamida (15-30 mg/Kg PO, a cada 24 horas) durante 5 dias (Edward et al., 2005). O toltrazuril (9-20 mg/kg) ou diclazuril (2,5-5,0 mg/kg), em administração única, diminuem significativamente a excreção de oocistos, sendo que a sua utilização no PPP evita a excreção e reduz a diarreia. Em cães com co-infecções com helmintes pode-se utilizar uma combinação de toltrazuril (9 mg/kg) e emodepside (0,45 mg/kg) (ESCCAP, 2011). O prognóstico é bom, excepto em animais imunodeprimidos (Edward et al., 2005).

As medidas de higiene diária, como remoção de fezes, limpeza e desinfecção dos canis, são cruciais para reduzir o risco de infecções, assim como a higiene pessoal dos trabalhadores dos canis, a fim de evitar a propagação oocistos nas fezes. As superfícies devem secar completamente para diminuir a sobrevivência dos oocistos no ambiente. (ESCCAP, 2011).

### **3.2. *Giardia* spp.**

*Giardia duodenalis* (= *G. intestinalis* ou *G. lamblia*) parasita uma variedade de vertebrados, incluindo cães, e actualmente está classificado em *assemblages* (estirpes ou genótipos) de A-G. Embora as *assemblages* C e D sejam as mais encontradas em canídeos, as *assemblages* A e B, que geralmente causam infecções em seres humanos, foram encontradas, respectivamente, ocasional e raramente, em cães e gatos (ESCCAP, 2011).

### **Epidemiologia**

Na Europa, a prevalência global, em cães e gatos, é de cerca de 3-7%; no entanto, esta é significativamente maior em animais jovens (menos de um ano de idade) (ESCCAP, 2011).

Em Portugal, as prevalências detectadas são superiores ao valor global europeu, chegando mesmo aos 61,1% num estudo de Lisboa realizado em cães de canil (Lebre, 2011). Em Évora,

Ferreira et al. (2011) detectaram, prevalências de quase 50%, em cães de canil, e de 0% em cães com proprietário.

Na Espanha (Ortuño, A., Scorza, V., Castellà, J. & Lappin, M., 2014) e Bélgica (Claerebout et al., 2009) também os cães de canil apresentaram prevalências superiores, para este parasita, quando comparados com cães de caça, no primeiro caso, e com cães com proprietário e com DGI, no segundo. Estes estudos sugerem que existe uma maior prevalência deste parasita em animais de canil.

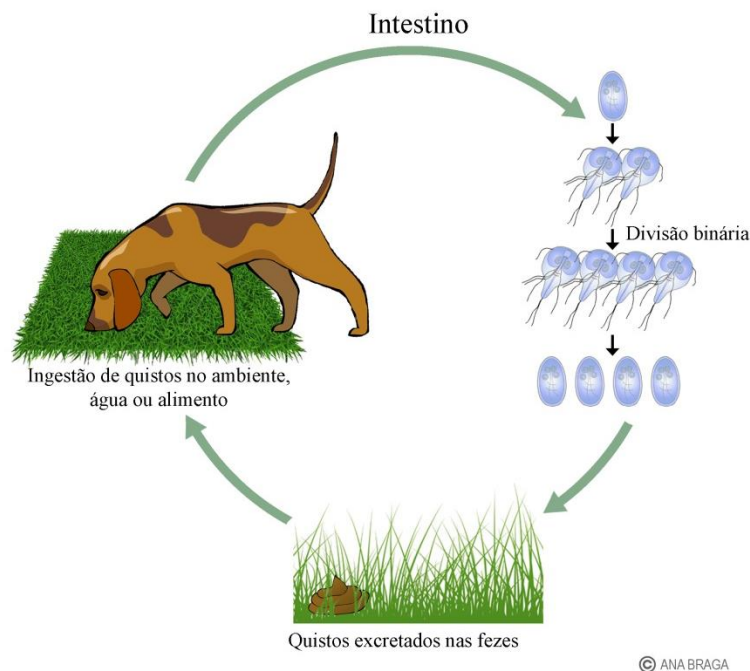
Em anexo encontram-se vários estudos epidemiológicos (anexo I).

A excreção de quistos ocorre tanto em animais saudáveis como em doentes. Acredita-se que, a infecção induz imunidade parcial, resultando em sinais menos graves e, por vezes, na eliminação do agente, sendo, neste último caso, a resistência em reinfecções limitada (ESCCAP, 2011).

### **Ciclo de vida**

O ciclo de vida é directo e a transmissão ocorre por via fecal-oral, através de alimentos ou água contaminados com quistos, que são excretados nas fezes, sendo o PPP de 5-16 dias. Cada quisto tem dois trofozoítos que, após a ingestão, são libertados, aderem à bordadura em escova do jejuno e multiplicam-se por divisão binária (reprodução assexuada); consequentemente, cada trofozoíto origina um quisto (Ballweber, 2001) (Figura 5). Apesar de os trofozoítos poderem ser excretados, especialmente em fezes diarreicas, são incapazes de causar infecção e morrem em pouco tempo, pois são pouco resistentes. Os trofozoítos de *Giardia* estão adaptados para aderir às células da mucosa epitelial do intestino delgado, através de um disco côncavo (Bowman, 2014).

**Figura 5** – Ciclo de vida de *Giardia* spp. (original).



### **Patogenia e sinais clínicos**

Normalmente, a infecção é subclínica, mas pode haver diarreia crónica, intermitente, pastosa e com muco, anorexia, vômitos, perda de peso e letargia, particularmente em animais imunodeprimidos ou cães jovens com infecções coexistentes. (ESCCAP, 2011). Existe, geralmente, atrofia das vilosidades e hiperplasia das criptas, resultando numa diminuição da superfície de absorção no I.D., sendo a absorção de água, glucose e sódio prejudicada. Ocorre ainda a redução da actividade enzimática da dissacaridase, o que afecta a digestão (Ballweber, 2001).

Em canídeos, a diarreia pode começar cinco dias após a exposição, sendo que os quistos são excretados nas fezes cerca de uma ou duas semanas depois (Bowman, 2014).

### **Diagnóstico e identificação**

O diagnóstico é dificultado pela excreção intermitente; assim, um único resultado negativo não exclui a presença de infecção, sendo recomendada a realização de três exames fecais num período de 7-10 dias. Este baseia-se na detecção de trofozoítos (formato de pêra, simétricos bilateralmente, com o disco aderente côncavo na superfície ventral, com dois núcleos e quatro pares de flagelos, sendo as suas dimensões: 9 – 21 x 5 – 15 µm; quando corados são semelhantes, segundo alguns autores, a uma “cara de palhaço”) ou quistos (ovais com 2-4 núcleos, com 9–13 x 7–10 µm) nas fezes, que pode ser efectuada pela técnica de flutuação fecal, ou a partir de um esfregaço fecal directo (Ballweber, 2001). A melhor técnica de flutuação inclui a utilização de sulfato de zinco (Ballweber, 2001), pois se forem utilizados

outros métodos de flutuação, como com sacarose, as formas parasitárias tendem a deformar-se (Bowman, 2014).

Pode ainda realizar-se o diagnóstico pela detecção de antígeno nas fezes ou por imunofluorescência. (ESCCAP, 2011) No exame pós-morte, pode-se efectuar um esfregaço fecal directo a partir de raspagens do intestino delgado para identificar trofozoítos (Ballweber, 2001).

### **Terapêutica e controlo**

Pode utilizar-se o Febendazol (50 mg/kg SID durante 5 dias, podendo ser repetido se os sinais clínicos e excreção dos quistos persistirem), uma combinação de Febantel, Pirantel e Praziquantel em comprimido (15 mg/kg, 14,4 mg/kg e 5 mg/kg, respectivamente, SID, durante 3 dias), o Metronidazol (25 mg/kg BID, durante 5 dias) ou o Tinidazol. O insucesso do tratamento pode ocorrer devido a reinfecções, co-infecções, a outras doenças subjacentes (que devem ser também tratadas) ou ainda à eliminação incompleta do parasita. Para diminuir a ocorrência de reinfecções, pode aplicar-se um champô com digluconato de clorohexidina, num banho no início e no fim do tratamento, para remoção das formas infectantes presentes na pelagem do animal (ESCCAP, 2011).

O controlo de infecções por *Giardia* requer a prevenção da contaminação fecal de fontes de alimentação e água, a sanitização e desinfecção do ambiente (Bowman, 2014). Os quistos sobrevivem melhor em ambiente frio e húmido, sendo assim importante manter todas as áreas secas (Ballweber, 2001). Os animais com diarreia devem ficar sempre de quarentena, seguindo-se um diagnóstico e terapêutica adequados (ESCCAP, 2011).

### **Potencial zoonótico**

As *assemblages* A e B são geralmente consideradas zoonóticas (ESCCAP, 2011). A doença é geralmente assintomática ou subclínica, mas pode haver diarreia, inchaço e dor abdominal, podendo a diarreia recorrente e a flatulência persistirem em alguns pacientes (Dhaliwal & Juyal, 2013).

### **3.3. *Cryptosporidium* spp.**

Os parasitas do género *Cryptosporidium* são parasitas com muita importância em medicina veterinária e saúde pública (Ballweber, 2001). Os seus oocistos são muito pequenos e não permitem a diferenciação de espécies com base na morfologia. Os protozoários da espécie *C. parvum* têm baixa especificidade para os hospedeiros, embora parasitem principalmente bovinos jovens. Contudo, também podem infectar outros mamíferos, incluindo os seres

humanos e, ocasionalmente, canídeos. *C. canis* é outra espécie que afecta os canídeos; porém, foi encontrado também em bovinos e seres humanos (ESCCAP, 2011).

### **Epidemiologia**

A transmissão por contaminação fecal pode ocorrer em qualquer idade, mas é mais frequente em animais muito jovens (até 3 semanas de idade) ou imunodeprimidos (Ballweber, 2001). Os oocistos são infectantes assim que são excretados nas fezes, sendo estas infecções bastante comuns. Estes são muito pequenos, não sedimentam na água rapidamente e podem permanecer infectantes no ambiente vários meses, sendo por esta razão ingeridos frequentemente (ESCCAP, 2011).

As prevalências observadas em estudos realizados em Portugal não são muito elevadas, sendo a maior de 14,8% em Lisboa em cães de canil (Lebre, 2011). Em anexo encontram-se vários estudos epidemiológicos (anexo I).

### **Ciclo de vida**

O ciclo de vida é directo, os seus oocistos esporulados são excretados nas fezes (Ballweber, 2001) e a transmissão ocorre por contaminação fecal dos alimentos ou água de bebida. Quando os oocistos são ingeridos por um hospedeiro susceptível, libertam os quatro esporozoítos (Bowman, 2014), que invadem a bordadura em escova das microvilosidades do intestino delgado. De seguida, são produzidas duas ou três gerações de merontes (dependendo das espécies), que sofrem, posteriormente, reprodução assexuada e originam oocistos em 72 horas. Os oocistos esporulados saem da célula, sendo de dois tipos: uns com parede fina, que sofrem ruptura e reinfectam o hospedeiro (20%); outros com parede espessa, que são excretados nas fezes (80%) (Ballweber, 2001). Alguns oocistos sofrem excitação internamente, permitindo assim que exista um mecanismo de auto-infecção, levando à cronicidade da infecção, em hospedeiros imunocompetentes, e a infecções letais, em hospedeiros imunodeprimidos (Bowman, 2014). Segundo Bowman (2014), o PPP pode ser de apenas 3 dias.

### **Patogenia e sinais clínicos**

Esta infecção pode causar diarreia crónica em cães e gatos, mas é considerada uma infecção auto-limitante (Edward et al., 2005). A patogenia ainda não está completamente compreendida, mas sabe-se que este parasita pode diminuir a actividade da dissacaridase, levando à redução da digestão dos açúcares, o que resulta em hiperdesenvolvimento bacteriano, formação de ácidos gordos voláteis e alterações da pressão osmótica (Ballweber,

2001). Os sinais clínicos, mais graves em indivíduos imunodeprimidos, são diarreia aquosa com cheiro nauseabundo (que pode durar dias ou, ocasionalmente, semanas), sendo frequentemente acompanhada de dor abdominal, vômitos e aumento da temperatura. A diarreia começa geralmente alguns dias após o início da excreção de oocistos. (ESCCAP, 2011).

### **Diagnóstico e identificação**

O diagnóstico tem por base a detecção de oocistos (pequenos, subesféricos, com 3–7 µm de diâmetro (Ballweber, 2001) e com quatro esporozoítos (Bowman, 2014)), que pode ser realizada por flutuação fecal, com sacarose, ou esfregaço fecal directo, seco e corado pelo método de Ziehl-Neelsen (Ballweber, 2001). Existem também *kits* comerciais de pesquisa de antigénio nas fezes, que podem detectar infecções, mesmo que o número de oocistos excretados seja baixo. A detecção molecular é muito sensível e específica; contudo, os testes PCR não estão comercialmente disponíveis (ESCCAP, 2011). Na necrópsia, podem-se encontrar, em cortes histológicos das microvilosidades, estádios em desenvolvimento (Ballweber, 2001).

### **Terapêutica e controlo**

A Azitromicina, usada em humanos, pode ser administrada em cães e gatos (7-10 mg/ kg PO a cada 12 horas durante 7 dias), ou a Nitazoxanida (Edward et al., 2005). Pode-se utilizar também a Paramomicina (aminoglicosídeo, 150 mg/Kg SID durante 5 dias) (Bowman, 2014), ainda que se deva evitar a sua utilização, pois é um fármaco nefrotóxico e ototóxico (Edward et al., 2005). Apesar disto, segundo a ESCCAP, não existe uma terapêutica registrada para criptosporidiose em cães e gatos, devendo-se considerar apenas o tratamento sintomático (reposição de líquidos e medicação espasmolítica). O prognóstico é normalmente bom, excepto em animais imunodeprimidos (Edward et al., 2005).

Os oocistos são muito resistentes a condições ambientais extremas e a muitos desinfectantes (Ballweber, 2001), permanecendo viáveis durante meses se não forem expostos a temperaturas extremas, desidratação ou a desinfectantes muito concentrados (amónia a 5 % ou formalina a 10%) (Bowman, 2014). O controlo é, portanto, difícil, devendo-se reduzir o risco de infecções através de medidas de higiene rigorosas (Ballweber, 2001), anteriormente referidas para o género *Cystoisospora*.

## **Potencial zoonótico**

O facto de *C. parvum* ser pouco específico para hospedeiros (ESCCAP, 2011), torna-o a espécie zoonótica mais comum (Bowman, 2014). Já as infecções com *C. felis* ou *C. canis*, no Homem, ocorrem geralmente em indivíduos imunodeprimidos (ESCCAP, 2011). Os principais sinais clínicos são diarreia aquosa, dor de estômago e febre ligeira, sendo que indivíduos imunodeprimidos não são capazes de eliminar o parasita. A fim de evitar esta infecção, deve-se beber água fervida, filtrada ou engarrafada, manter uma boa higiene pessoal e lavar cuidadosamente as mãos depois de qualquer contacto com fezes. As pessoas com sistema imunológico deprimido devem tomar precauções adicionais (Dhaliwal & Juyal, 2013).

## **B. PARASITAS CARDIOVASCULARES**

### **1. Filarídeos**

Na Europa, as espécies de filarídeos mais comuns de canídeos são *Dirofilaria immitis*, *Dirofilaria repens*, *Acanthocheilonema reconditum* e *Acanthocheilonema dracunculoides* (Magnis et al., 2013). As espécies de *Acanthocheilonema* não são especialmente patogénicas, exceptuando por causarem, ocasionalmente, ulceração cutânea e abscessos subcutâneos (Urquhart et al., 1996).

*D. repens* é responsável pela dirofilariose subcutânea. Tal como *D. immitis*, *D. repens* é transmitida através de uma picada de mosquito e é uma zoonose emergente. A infecção em seres humanos geralmente resulta em nódulos subcutâneos na parte superior do corpo, perto dos olhos, bem como sob a conjuntiva, sendo que os órgãos internos, incluindo os pulmões, podem ser afectados menos frequentemente (Companion Vector-Borne Diseases [CVBD], 2016). Por ser um parasita cardiovascular muito prevalente nalgumas zonas do globo, grave e potencialmente fatal, de seguida iremos abordar mais aprofundadamente *D. immitis*.

#### **1.1. *Dirofilaria immitis***

Os nematodes da espécie *D. immitis* parasitam o cão, ocasionalmente o gato e raramente o homem. Este parasita localiza-se no sistema cardiovascular (adultos no ventrículo direito, artérias pulmonares e veia cava posterior) (Urquhart et al., 1996).

## **Distribuição**

A espécie *D. immitis* está distribuída por regiões tropicais, subtropicais e temperadas, em canídeos selvagens e domésticos, gatos e furões (Ballweber, 2001).



## **Epidemiologia**

Os factores importantes na dispersão da doença podem estar relacionados com o hospedeiro (elevada densidade da população em áreas com vectores, longo PP (até 5 anos), durante o qual existem microfilárias circulantes e a falta de resposta imune eficaz contra os parasitas já estabelecidos) ou com o vector (ubiquidade dos mosquitos culicídeos (HIs), capacidade de expandir rapidamente a sua população devido à presença de colecções de água e o curto período de desenvolvimento da microfilária em L3) (Urquhart et al., 1996).

Alho, Meireles, Belo & Carvalho (2014<sup>a</sup>) referem que *D. immitis* afeta populações das zonas tropicais e temperadas.

Em Portugal esta infeção é endémica/hiperendémica, sendo uma das doenças parasitárias do cão com maior relevância no país. As bacias fluviais do Tejo, Douro, Sado, Mondego e a ilha da Madeira são focos importantes da doença (Alho et al., 2014<sup>a</sup>).

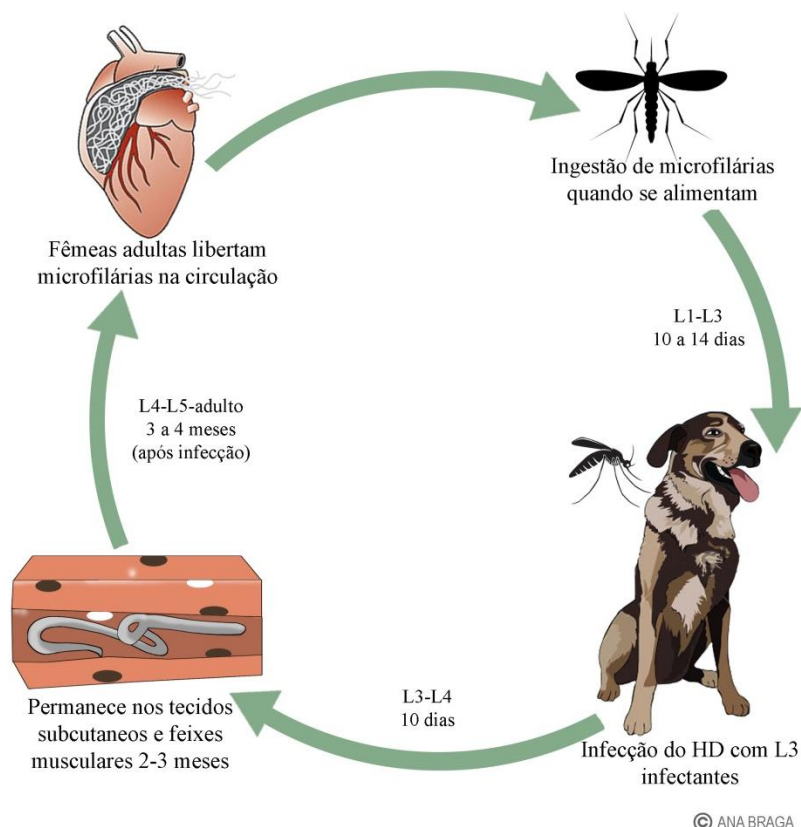
Cardoso, Mendão, & Carvalho (2012) observaram em Portugal, uma prevalência global de 3,6% em canídeos aparentemente saudáveis e 8,9% em canídeos suspeitos de doenças caninas de transmissão vectorial. Em anexo encontram-se vários estudos epidemiológicos (anexo I).

## **Ciclo de vida**

Os nematodes da espécie *D. immitis* apresentam um ciclo de vida indirecto, tendo como HIs os mosquitos da família Culicidae (Ballweber, 2001) (Figura 6). Os adultos alojam-se no coração e nos vasos adjacentes, onde as fêmeas libertam as microfilárias (directamente na circulação sanguínea) que serão ingeridas por mosquitos quando estes se alimentam (Urquhart et al., 1996).

As microfilárias desenvolvem-se no HI até L3 infectantes em 10-14 dias (Ballweber, 2001). Nesta altura, a larva estará no probóscide do mosquito e o HD é infectado quando o HI se alimenta (Urquhart et al., 1996). A larva sai activamente pelo probóscide do mosquito, entra na abertura causada pela sua picada, fica na pele e muda para L4 em 10 dias. Esta migra, depois, para os feixes musculares e tecidos subcutâneos ricos em tecido conjuntivo, onde permanece 2-3 meses. A passagem para adulto imaturo ocorre cerca de 60-70 dias após a infecção. De seguida, migra através das paredes das vénulas, sendo levada até ao coração e arteríolas pulmonares 3-4 meses após a infecção, onde atinge o estado adulto (Figura 6). Acidentalmente, podem migrar para locais atípicos, como cérebro e câmara anterior do olho. Está também descrita a transmissão transplacentária de microfilárias. O PPP é de 6-9 meses, sendo que os adultos podem viver até mais de 7 anos em cães e 2-3 anos em gatos; as microfilárias podem sobreviver 2 anos na circulação sanguínea de canídeos (Ballweber, 2001).

**Figura 6** – Ciclo de vida de *D. immitis* (original).



### Patogenia e sinais clínicos

Esta infecção pode ser fatal, sendo os sinais clínicos comuns a tosse crônica, dispneia, edema periférico, ascite e intolerância ao exercício. Em gatos, a infecção envolve normalmente menos parasitas, podendo apenas a presença de dois adultos ser fatal (Ballweber, 2001).

A presença de sinais está normalmente associada com os parasitas adultos. Porém, as dificuldades circulatórias ocorrem apenas em infecções graves, devido à obstrução ao fluxo sanguíneo normal, levando a insuficiência cardíaca congestiva crônica direita (Urquhart et al., 1996). A morte dos parasitas e sua decomposição causam inflamação e agregação plaquetária, o que pode resultar em tromboembolismo. Em infecções muito graves, os parasitas podem alojar-se no lado direito do coração e na veia cava posterior – síndrome da veia cava – desenvolvendo-se por vezes uma forma hiperaguda, com congestão passiva grave no fígado, sopro sistólico com regurgitação da tricúspide e pulso jugular. Nesta situação, verifica-se início súbito de letargia grave, dispneia, mucosas pálidas, e fraqueza acompanhada de hemoglobulinemia e hemoglobinúria (American Heartworm Society [AHS], 2014). Pode ocorrer, ocasionalmente, glomerulonefrite, sendo resultado da deposição glomerular de complexos imunes envolvendo as microfilárias (Ballweber, 2001).

## Diagnóstico e identificação

Os procedimentos de diagnóstico que se seguem são baseados no que é recomendado pela American Heartworm Society (2014).

O diagnóstico pode ser efectuado com base em testes rápidos para pesquisa de antígeno, que detectam antígenos específicos de fêmeas adultas, sendo estes o primeiro passo a adoptar (Ballweber, 2001). Podem existir resultados falsos-negativos e a intensidade de cor de um positivo não pode ser correspondida com o grau de carga parasitária.

Um outro método é a pesquisa de microfilárias no sangue. Contudo, muitos cães infectados podem ser amicrofilarémicos. Em cães microfilarémicos pode-se utilizar o exame de gota a fresco para observar microfilárias e/ou o movimento das células sanguíneas no campo microscópico causado pelos seus movimentos; contudo, tem baixa sensibilidade na presença de poucas microfilárias (50- 100/mL). Para obter resultados mais precisos existem técnicas de concentração – Técnica Modificada de Knott ou teste de filtração – que devem ser utilizadas para determinar a ausência ou presença de microfilárias circulantes. O teste modificado de Knott permite a diferenciação entre *D. immitis* e espécies de filarídeos não-patogénicos. Para diferenciação das microfilárias pode ainda utilizar-se um esfregaço sanguíneo corado pela técnica de coloração das fosfatases ácidas. (Tabela 4)

**Tabela 4** – Distinção de microfilárias de diferentes espécies (Adaptado de Magnis et al. (2013)).

	Técnica de Knott			Fosfatases Ácidas
	Comprimento	Extremidade anterior	Extremidade posterior	Local Corado
<i>D. immitis</i>	302 µm	Cónica	Recta	Poros excretor e anal
<i>D. repens</i>	369 µm	Cónica	Curva	Poros anal
<i>A. reconditum</i>	265µm	Arredondada	Forma de gancho	Dispersa por todo o corpo
<i>A. dracunculoides</i>	259 µm	Arredondada	Recta	Poros anal, poros excretor e corpo interno

Pode realizar-se o exame radiográfico, que permite avaliar o prognóstico, e o ecocardiograma. Este último evidencia definitivamente a existência de dirofilariose, através da presença de espécimes de *D. immitis* no interior do ventrículo direito e permite avaliar as consequências cardíacas da doença.

No exame *post-mortem*, pode-se observar parasitas adultos brancos, finos, com 12-30cm de comprimento nas artérias pulmonares, coração e veia cava posterior (Ballweber, 2001).

## Terapêutica e controlo

O procedimento terapêutico, assim como as medidas de prevenção que se seguem estão de acordo com o que é recomendado pela American Heartworm Society (2014).

O objectivo do tratamento da dirofilariose é melhorar as condições clínicas do animal e eliminar todos os estádios da doença (microfilárias e os estágios larvares), com o mínimo de complicações possíveis. A restrição de exercício físico é fundamental para minimizar complicações cardiopulmonares e tromboembólicas. Apesar de tudo isto, mesmo com um diagnóstico minucioso, é difícil prever a ocorrência de complicações após tratamento adúlticida. Os animais com sinais clínicos graves devem ser estabilizados antes do tratamento. A terapêutica adúlticida é realizada com Dicloridrato de melarsomina (2,5 mg/Kg, IM, em três administrações; a segunda administrada 1 mês depois da primeira e a terceira 24 horas depois da segunda), podendo existir um leve edema e dor no local de aplicação (musculatura epaxial lombar, entre as vértebras L3 e L5). A administração de doses anti-inflamatórias de glucocorticóides ajuda a controlar os sinais de tromboembolismo pulmonar.

Muitos filarídeos, incluindo *Dirofilaria immitis*, albergam bactérias gram-negativas pertencentes ao género *Wolbachia* (*Rickettsiales*), que estão envolvidas no desenvolvimento do parasita. Assim, a doxiciclina (10 mg/kg BID durante 4 semanas) reduz o número de *Wolbachia* em todos os estádios do parasita, devendo, assim, ser administrado antes da melarsomina, para que a bactéria e os seus metabólitos estejam ausentes ou em menor quantidade quando os nematodes morrerem e se fragmentarem. O período de não susceptibilidade ao tratamento pode ser diminuído com a administração de uma lactona macrocíclica durante 2 meses, antes da administração da melarsomina e, para reduzir as reacções adversas, pode-se administrar previamente anti-histamínicos e glucocorticóides.

O teste de antigénio deve ser realizado a cada seis meses e, um animal só é considerado negativo quando dois ou mais testes consecutivos forem negativos. Se um canídeo continuar positivo após um ano, a terapêutica com doxiciclina deve ser repetida. O protocolo de tratamento recomendado pela AHS encontra-se em anexo (anexo II).

A remoção cirúrgica dos parasitas adultos é o procedimento de escolha em animais com uma elevada carga parasitária e em pacientes de alto risco (Síndrome da Veia Cava). Alho et al. (2016) referem um método alternativo para extracção mecânica dos parasitas adultos, em que utilizaram um cateter introduzido na veia jugular direita, sendo possível alcançar a veia cava cranial, o átrio direito e o ventrículo direito. Neste cateter foi inserido um laço criado para extrair os parasitas adultos.

A dirofilariose é uma doença que pode ser evitada, sendo o teste anual fundamental para garantir uma profilaxia adequada, devendo a administração de preventivos começar o mais cedo possível (antes da oitava semana). Depois desta idade, cães provenientes de áreas endêmicas devem ser testados seis meses após a administração do profilático, seguido de testes anuais. Antes de iniciar a prevenção, em animais mais velhos (sete meses de idade ou mais), deve-se realizar o teste de antígeno e a pesquisa de microfilárias circulantes. As lactonas macrocíclicas (ivermectina, selamectina, milbemicina oxima e moxidectina) são os fármacos utilizados na prevenção e, para uma melhor eficácia, devem ser administrados durante todo o ano. Os fármacos que podem ser utilizados estão listados na tabela 5.

**Tabela 5** – Fármacos utilizados na prevenção de Dirofilariose Canina (segundo a AHS).

<b>Fármacos</b>	<b>Via de administração</b>	<b>Intervalo de administração</b>
Ivermectina e Milbemicina oxima	Oral (formulações aromatizadas e mastigáveis)	Mensal
Moxidectina e Selamectina	Tópica	Mensal
Moxidectina liberação lenta, impregnada com microesferas lipídicas	Subcutânea	Seis meses

Apesar de evidências de falta de eficácia, as lactonas macrocíclicas continuam a ser a melhor e única opção para a prevenção de infecções por *D. immitis*. Os médicos veterinários têm, assim, um importante papel na educação e consciencialização dos proprietários dos animais, para que estes efectuem os tratamentos de forma adequada (American Heartworm Society [AHS], 2014).

### **Potencial zoonótico**

*D. repens* é uma zoonose emergente (CVBD, 2016) e geralmente infecta a pele e tecido subcutâneo, levando ao aparecimento de nódulos e tumefacções (Dhaliwal & Juyal, 2013). Foram também reportados vários casos de *D. immitis* em humanos, podendo os parasitas alcançar a artéria pulmonar, contudo, tendem a morrer. Podem ocorrer embolias pulmonares e formação de granulomas em torno dos fragmentos de parasitas, levando, como consequência, ao aparecimento de tosse e dispneia (Ballweber, 2001).

## C. PARASITAS HEMÁTICOS

### 1. *Babesia* spp.

Os protozoários do género *Babesia* são parasitas intraeritrocitários dos animais domésticos, sendo particularmente graves em animais *naïve* que contactam com estes agentes quando introduzidos em áreas endémicas (Urquhart et al., 1996). As principais espécies de *Babesia* que afectam os canídeos são *B. canis* (*B. canis canis*, *B. canis rossi* e *B. canis vogeli*) e *B. gibsoni* (Urquhart et al., 1996 e Bowman, 2014). Porém, estudos moleculares identificaram, mais recentemente, infecções com outras espécies de *Babesia* de pequenas dimensões, em cães. Na Península Ibérica, foi descoberto um isolado semelhante ao piroplasma dos roedores, *B. microti*, sendo designado de piroplasma *B. microti*-like. Um outro piroplasma, de pequenas dimensões, foi recentemente classificado como *B. conradae*, tendo sido encontrado em cães na Califórnia. Foi ainda descrita, recentemente, uma *Babesia* “grande” em cães, na Carolina do Norte; contudo, ainda não tem designação. Além destes piroplasmas, foram isoladas três espécies de *Theileria* em canídeos na Europa (*Theileria equi* e *Theileria annulata*) e África do Sul (*Theileria* sp., ainda sem nome de espécie) (CVBD, 2016).

### Distribuição

A piroplasmose tem distribuição mundial (Lobetti, 1998). A espécie *B. canis canis* encontra-se na Europa e Ásia, sendo transmitida por *Dermacentor reticulatus*; *B. canis rossi* distribui-se pela África, apesar de ser reportada em outras regiões, e é transmitida por *Haemaphysalis elliptica*; e *B. canis vogeli* tem distribuição mundial, sendo transmitida por *R. sanguineus* (Solano-Gallego & Baneth, 2011). *B. gibsoni* tem também distribuição mundial (Bowman, 2014).

### Epidemiologia

A epidemiologia depende, essencialmente, da acção combinada vários factores: a virulência da espécie de *Babesia*, a idade e a imunidade do hospedeiro, a presença de factores *stress* associados ao hospedeiro vertebrado (doenças concomitantes, debilidade por má alimentação, não amamentação dos cachorros por desmame precoce) e a existência de vectores adequados e competentes para a sua transmissão (Urquhart et al., 1996). Os canídeos jovens são mais susceptíveis que os mais velhos, ao contrário do que acontece com bovinos e equinos (Ballweber, 2001).

As prevalências em Portugal variam bastante, desde 1,6% em Lisboa com a técnica de esfregaço sanguíneo (Vidal, 2013) a 23,3% em Loures (Duarte, 2016) com a técnica de ELISA e 57,5% em Vila Franca de Xira com IFI (Santos, 2014). Caeiros (2012) observou

prevalências diferentes consoante a técnica de diagnóstico realizada. Assim, é ainda importante ter em conta a técnica de diagnóstico que se está a utilizar.

É de referir um estudo, na Sérvia, em que as prevalências encontradas em cães de canil (25%) e cães doentes suspeitos de CVBD (65%) foram superiores, quando comparadas com as detectadas em cães errantes (8%) e saudáveis (16%), respectivamente (Filipovic et al., 2016)).

Em anexo encontram-se vários estudos epidemiológicos (anexo I).

### **Ciclo de vida**

O ciclo de vida é indirecto, sendo as carraças (ixodídeos) os HIs de eleição. O parasita pode ser transmitido em todas as fases do desenvolvimento da carraça, que, por sua vez, é infectada quando se alimenta num hospedeiro infectado (Ballweber, 2001). Quando a infecção é adquirida num estádio e mantida para ser transmitida por outro da mesma carraça, a transmissão chama-se transtadial (Urquhart et al., 1996).

A reprodução sexuada do parasita, dentro da carraça, ocorre no lúmen intestinal e a esporogonia dentro do epitélio da sua parede intestinal (Bowman, 2014). Os gamontes fundem-se e formam zigotos móveis, que invadem vários tecidos: oócitos (levam à transmissão transovárica), glândulas salivares (desenvolvem esporozoítos, que são transmitidos ao HD quando a carraça infectada se alimenta).

No HD, os esporozoítos penetram os eritrócitos, sofrem reprodução assexuada e saem da célula para invadir novas células. Alguns deles formam gamontes, enquanto outros continuam a reprodução assexuada. Este ciclo de reprodução e infecção de novas células continua até que o HD consiga controlar a infecção ou morra, sendo o PPP de 7-14 dias (Ballweber, 2001).

Os padrões de transmissão e os vectores das espécies de *Babesia* de pequenas dimensões ainda não estão bem estabelecidos. Na Ásia, *B. gibsoni* parece ser transmitida por carraças (*Haemaphysalis* spp.), mas pensa-se que a transmissão directa de cão para cão, geralmente por lutas, é a principal via de transmissão na América do Norte (Irwin, 2010). Yeagley et al. (2009) mostraram prevalências maiores de *B. gibsoni* em cães de luta (33,8%) em comparação com cães que não tinham história de lutas conhecida (0,5%), o que veio apoiar esta hipótese.

### **Patogenia e sinais clínicos**

Tipicamente, a doença aguda ocorre 1-2 semanas após a primeira picada da carraça e, se não for realizado tratamento, esta fase pode ser fatal. Esta é caracterizada por febre e hemoglobinúria, membranas mucosas congestionadas ou ictéricas, frequência respiratória e o pulso aumentados e batimento cardíaco, geralmente, mais audível. A rápida divisão do parasita, dentro dos eritrócitos, leva à sua destruição acelerada, provocando hemoglobinémia,

hemoglobinúria e febre (Urquhart et al., 1996). Outros sinais incluem anemia, hemoglobinemia, depressão, anorexia, letargia e esplenomegalia (Ballweber, 2001 & Bowman, 2014). As formas mais suaves estão associadas a espécies menos patogénicas, ou a hospedeiros relativamente resistentes, sendo caracterizadas por febre, anorexia e, por vezes, ligeira icterícia durante vários dias. Em infecções com *B. canis*, pode ocorrer também aglomeração de eritrócitos nos capilares do cérebro, produzindo sinais neurológicos, como hiperexcitabilidade e descoordenação (Urquhart et al., 1996).

### **Diagnóstico e identificação**

O diagnóstico é realizado com esfregaços de sangue corados (por exemplo, com Giemsa), onde se observam organismos dentro dos eritrócitos (Ballweber, 2001). Estes organismos podem surgir isoladamente ou aos pares; no entanto, quando a fase aguda febril diminuiu, é muitas vezes impossível encontrá-los, uma vez que são rapidamente removidos da circulação (Urquhart et al., 1996).

*Babesia canis* é de maiores dimensões e os trofozoítos (Urquhart et al., 1996), em formato de pêra, tem 4 a 5 µm de comprimento. Por sua vez, *Babesia gibsoni* é menor, tem 3 µm de comprimento e normalmente tem forma redonda ou oval (Bowman, 2014). Os trofozoítos estão, frequentemente, dispostos em ângulo, com as extremidades estreitas opostas uma à outra (Urquhart et al., 1996). Actualmente, a sua visualização num esfregaço é seguida de um teste molecular para determinar a espécie de *Babesia* (Bowman, 2014).

### **Terapêutica e controlo**

O tratamento para a babesiose em cães depende, principalmente, da espécie de piroplasma envolvida (CVBD, 2016). O tratamento da infecção por *B. canis* consiste na administração de Dipropionato de imidocarb (5-7 mg/kg, SC ou IM, repetida em 14 dias) (Bowman, 2014 & CVBD, 2016). As parasitémias de *B. gibsoni* podem ser diminuídas ou eliminadas com Atovaquona (13,5 mg/kg, por via oral, TID), em combinação com Azitromicina (10 mg/kg, por via oral SID) (Bowman, 2014). O Azul de tripano (solução a 1%) é utilizado na África do Sul para tratar casos complicados de *B. rossi* (CVBD, 2016).

Existem outros fármacos descritos como sendo eficazes para ambas as espécies do género *Babesia*, como o Isetionato de fenamidina, Isetionato de pentamidina e Aceturato de diminazeno (este último, uma injeção IM, numa dose de 5 mg/Kg). Adicionalmente deve-se providenciar terapêutica de suporte sempre que necessário, como fluidoterapia e transfusões de sangue (CVBD, 2016).



Embora muitas vezes os animais recuperem com o tratamento, permanecem infectados na forma subclínica (Bowman, 2014), constituindo, potenciais reservatórios da infecção. Assim, pode haver recorrência da doença, quando estão sob *stress*, terapêutica imunossupressora ou doenças concomitantes, não devendo nunca ser dadores de sangue, pois os animais que o recebem podem desenvolver a doença (CVBD, 2016).

A fim de prevenir esta doença deve-se realizar o controlo de infestações de carraças (Ballweber, 2001). Em áreas não endémicas deve-se evitar que os animais viajem para áreas endémicas, pois desenvolvem formas mais graves da doença (CVBD, 2016). No caso de animais susceptíveis, que são introduzidos em áreas endémicas, deve-se efectuar uma vigilância nos primeiros meses após a sua chegada (Urquhart et al., 1996).

Existem vacinas registadas para a infecção por *Babesia* na Europa; contudo, não existe protecção cruzada entre diferentes subespécies, ou mesmo estirpes de *B. canis*. Assim, a melhor forma de prevenir a doença é evitar que os animais sejam picados por carraças (CVBD, 2016).

### **Potencial zoonótico**

As espécies de *Babesia* dos canídeos não causam doença em seres humanos. Nos EUA, *B. microti* é a causa mais comum de babesiose humana na forma leve e, em algumas partes da Europa, *B. divergens* dos bovinos provoca doença clínica grave em humanos (CVBD, 2016).

Não se sabe se a babesiose no homem está sempre associada a picadas recentes de carraças ou se pode ser causada por uma infecção latente que possa emergir. A identificação de anticorpos contra *Babesia* nos soros de muitos indivíduos saudáveis, em países como México e Nigéria, serviu de suporte para esta última teoria (Urquhart et al., 1996).

## **2. Hemoplasmose – Micoplasmas hemotrópicos**

Esta doença é provocada por agentes do género *Mycoplasma*, os quais anteriormente eram designados como *Haemobartonella canis* e transmitidos pela carraça *Rhiphicephalus sanguineus*. Com base em análises genéticas, sabe-se que os cães podem ser infectados por duas espécies bacterianas distintas, *Mycoplasma haemocanis* e *Candidatus Mycoplasma haematoparvum*, ambas pertencentes ao género *Mycoplasma* da família Mycoplasmataceae (CVBD, 2016). A doença causada pela infecção com *M. haemocanis* é rara em animais com baço saudável (Bowman, 2014).

## **Distribuição**

Não se sabe ao certo a distribuição destes microorganismos, mas foram isolados em canídeos da Europa e dos EUA. O vector, *Rhiphicephalus sanguineus*, existe na Europa, EUA e Austrália (CVBD, 2016)

## **Epidemiologia**

A infecção com micoplasmas hemotrópicos é mais comum em gatos machos e nos que têm infecções virais imunossupressoras concomitantes, por exemplo o vírus da leucemia felina (FeLV) ou o vírus da imunodeficiência felina (FIV) (Bowman, 2014). É possível que *Mycoplasma haemocanis* seja mais comum em cães de canil (CVBD, 2016).

Em Portugal, Novacco et al. (2010) observaram em cães de canil e com proprietário prevalências de 40% para *M. haemocanis* e 0% para *M. haematoparvum*, o que pode sugerir que o primeiro agente é o mais frequente deste género no nosso país. Em anexo encontram-se vários estudos epidemiológicos (anexo I).

## **Ciclo de vida**

O ciclo de vida é indirecto, sendo *M. haemocanis* transmitido por carraças (*R. sanguineus*) e as infecções podem ser mantidas nas populações de carraças quer por via transestadial, quer transovárica (Bowman, 2014). As carraças infectam-se quando se alimentam de um animal infectado e podem posteriormente transmiti-lo a outro animal. Como organismos intraeritrocitários, os micoplasmas podem ser transmitidos através de transfusões sanguíneas. No gato, os micoplasmas hemotrópicos também podem ser transmitidos da mãe para as crias; contudo, isto ainda não foi comprovado em canídeos (CVBD, 2016).

## **Patogenia e sinais clínicos**

Nenhum dos organismos parece ter patogenicidade primária em cães, sendo a doença, geralmente, clinicamente inaparente, a menos que o cão tenha sido sujeito a esplenectomia ou esteja imunodeprimido. Os sinais clínicos dependem do grau de anemia, da fase da infecção e do estado imunitário do paciente. A activação de uma infecção latente conduz a anemia hemolítica, e os sinais clínicos agudos podem incluir depressão, perda de apetite, perda de peso e febre. Em casos graves, pode desencadear morte. A forma crónica da doença é rara e pode causar ligeira fraqueza, aumento de apetite e picacismo. As co-infecções com *Ehrlichia* sp. ou *Babesia* spp. causam a depressão do sistema imunológico e podem conduzir a hemoplasmose aguda clínica (CVBD, 2016).

## **Diagnóstico e identificação**

O organismo pode ser detectado em esfregaços de sangue no interior dos eritrócitos (CVBD, 2016), que aparece como um aglomerado de pequenas bactérias pleomórficas ligadas à superfície dos eritrócitos (Bowman, 2014).

Porém, o número de microorganismos no sangue periférico pode variar bastante, de modo que a análise de esfregaços de sangue pode fornecer resultados falso-negativos em até 50% das vezes. Os testes PCR são o método de eleição para o seu diagnóstico, pois são muito sensíveis e o PCR em tempo real permite monitorizar a resposta ao tratamento (CVBD, 2016).

## **Terapêutica e controlo**

O tratamento com antibióticos como a tetraciclina, oxitetraciclina ou a doxiciclina, administrados durante três semanas, com ou sem glucocorticóides, pode controlar a anemia hemolítica. Em alguns animais, pode ser necessário efectuar transfusões de sangue. Apesar disto, tal como acontece na hemoplasmosse felina, é improvável que a terapêutica elimine a infecção.

O controlo de ectoparasitas é a base da prevenção desta doença (CVBD, 2016). Os organofosforados (por exemplo, Diazinão) e carbamatos (por exemplo, Propoxur) têm acção acaricida, sendo que os segundos são menos tóxicos. Estes compostos têm vindo a ser cada vez menos usados pois são persistentes no ambiente e menos seguros do que outras alternativas existentes no mercado (Baynes, 2009; Lynn, 2009). A Permetrina, a Deltametrina e a Flumetrina (piretróides – derivados sintéticos das piretrinas) conferem um efeito repelente contra carraças (Beugnet & Franc, 2012). Estas surgem normalmente associadas a outros princípios activos de modo a poder reduzir a quantidade necessária para obter do efeito pretendido (Wall & Shearer, 2001). Pode ainda ser utilizado o Amitraz, que é a única formamidina de utilização veterinária e promove a libertação das peças bucais das carraças, levando à queda das mesmas (efeito “expelente”), sendo por este motivo muito utilizado no controlo de carraças (Halos et al., 2012; Mehlhorn, 2008). Uma das moléculas mais utilizadas é o fipronil (Fenilpirazol) (causa morte das carraças) e pode também ser usado em associação com amitraz, melhorando a sua actuação contra carraças (Beugnet & Franc, 2012). Existe ainda, actualmente, uma molécula análoga do fipronil, o piriprol (Page, 2008).

## **Potencial zoonótico**

Não existem casos notificados de hemoplasmosse no homem; porém, foram encontrados organismos que se assemelham a micoplasmas hemotrópicos em indivíduos imunodeprimidos (CVBD, 2016).

#### **IV. Estudo original – Prevalência e sazonalidade de parasitoses gastrointestinais, cardiovasculares e hemáticas em canídeos do distrito de Beja, Portugal**

##### **1. Objectivos**

No âmbito da dissertação de mestrado, este estudo pretendeu estimar a prevalência e possível sazonalidade de parasitas gastrointestinais, cardiovasculares e hemáticos em canídeos do distrito de Beja. O objectivo foi então caracterizar, em termos parasitológicos, os canis da região, a fim de conhecer melhor os parasitas que mais os afectam ao longo de um ano de estudo. Este trabalho pretende contribuir ainda para uma maior eficácia das acções de desparasitação e conhecer o tipo de zoonoses parasitárias que afectam a região, atendendo às estações de maior prevalência, em particular de parasitas zoonóticos.

Para tal, foram colhidas amostras fecais e sanguíneas dos cães mantidos em canis, entendidos como hospedeiros sentinela, que posteriormente foram submetidas às técnicas abaixo descritas.

##### **2. Material e métodos**

###### **2.1. Caracterização das amostras**

A colheita de amostras ocorreu no distrito de Beja e incidiu em três canis diferentes: o Canil Intermunicipal (CI) (que recebe animais de 9 concelhos), o Canil Municipal de Ferreira do Alentejo (CF) e a Associação Cantinho dos Animais de Beja (CA).

No primeiro dia, em cada canil, foi efectuado um pequeno questionário aos responsáveis pelo local a fim de concluir a existência de algum tipo de controlo parasitário e se os mesmos notavam alguma alteração nas fezes ou no estado geral dos animais.

As amostras foram colhidas entre Março de 2015 e Fevereiro de 2016, sendo que as mesmas foram separadas por estações do ano e local de colheita. Assim, para o presente estudo irão ser descritas as condições climatéricas de acordo com cada estação do ano. Para tal, foi calculada a média das temperaturas máximas, mínimas, médias e da precipitação total para cada estação, com base na média dos valores observados para os meses de cada uma.

No total foram colhidas 122 amostras fecais, nomeadamente 22 na Primavera, 38 no Verão, 26 no Outono e 36 Inverno. Do total de 122, foram colhidas 31, 83 e 8 amostras, respectivamente, dos canis CI, CA e CF.

As amostras sanguíneas foram colhidas de indivíduos seleccionados aleatoriamente em cada canil, sendo que na Primavera, Verão e Outono foram colhidas 66 e no Inverno 68 amostras. Do total de 266 amostras, foram colhidas 43, 202 e 21 amostras, respectivamente, dos canis CI, CA e CF.

## **2.2. Colheita, Transporte e Armazenamento das amostras**

As amostras fecais foram colhidas directamente do chão da jaula e, por existirem vários animais por jaula, não foi possível corresponder cada amostra ao animal. Assim, as amostras foram colhidas seleccionando a maior variedade possível de fezes dentro da jaula, armazenadas em sacos de plástico e identificadas com o número da jaula (Figura 7A).

A colheita de sangue foi realizada maioritariamente na veia cefálica, sendo também por vezes utilizadas as veias jugular ou safena. Para esta colheita utilizou-se material esterilizado, recolhendo cerca de 3-4 ml de sangue por cada animal. O sangue foi colocado em tubo com EDTA, realizando-se um esfregaço de sangue sem EDTA no momento da colheita (Figura 7B). Os tubos utilizados foram previamente numerados e a cada número correspondia uma ficha de identificação da amostra realizada previamente pela autora (anexo III).

Após colheita, as amostras biológicas foram imediatamente armazenadas à temperatura de refrigeração (4°C) e transportadas em mala térmica (Figura 7C) para o Laboratório de Parasitologia da Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de Lisboa, onde foram processadas.

**Figura 7** – Armazenamento de amostras fecais (A), sanguíneas (B) e transporte (C) (originais).



## **2.3. Técnicas de Laboratório utilizadas na análise das amostras**

### **2.3.1. Análise de Amostras Fecais**

#### **2.3.1.1. Exame Macroscópico**

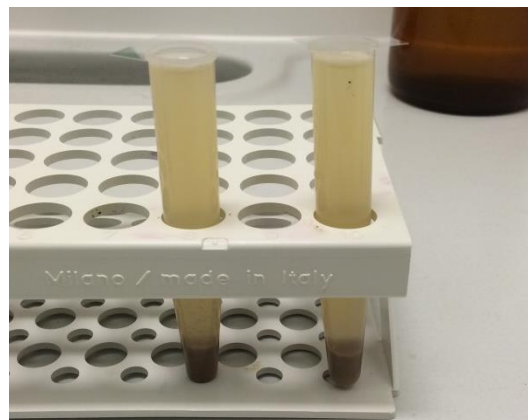
As amostras fecais foram observadas macroscopicamente para pesquisa de parasitas adultos ou dos seus fragmentos, como nemátodes e céstodes, respectivamente, e para avaliação da consistência das fezes.

#### **2.3.1.2. Técnica de Flutuação de Willis e Sedimentação Natural**

Para a realização da técnica de Flutuação de Willis é necessário um pequeno copo de vidro ou plástico, uma vareta de vidro, um funil, passador de rede metálica, tubo de ensaio, lamela e solução saturada de sacarose (Urquhart et al., 1996).

1. Homogeneizar com a vareta uma pequena quantidade de fezes com solução saturada de sacarose.
2. Filtrar para um tubo de ensaio, utilizando o funil e o passador e, criar um pequeno menisco convexo no topo, cobrindo-o imediatamente com uma lamela.
3. Aguardar 15 minutos, retirar a lamela e colocá-la numa lâmina de vidro (Figura 8).
4. Observação ao microscópio.

**Figura 8** – Tubos de ensaio com lamela (Técnica de flutuação) e sedimento (Técnica de sedimentação) (original).



Para a sedimentação, utilizar o que restou no tubo de ensaio:

5. Eliminar o sobrenadante.
6. Retirar 2-3 gotas de sedimento e colocá-lo numa lâmina de vidro.
7. Cobrir com uma lamela.
8. Observar ao microscópio.

### 2.3.1.3. Contagem em Câmara de McMaster

Nas amostras positivas nas técnicas acima descritas foi então efectuada a contagem de ovos. Para isso mistura-se uma quantidade exacta de fezes e de solução saturada de açúcar, 2g e 28ml respectivamente. Com um passador transfere-se a mistura para outro copo, colocando-a depois na câmara de MaMaster (Figura 9). A câmara deve repousar durante cerca de 5 minutos, procedendo-se de seguida à sua observação ao microscópio (Thienpont, Rochette & Vanparijs, 1986).

**Figura 9** – Câmara de McMaster preenchida (original).



A soma dos ovos observados nos dois compartimentos da câmara deve ser multiplicada por 50 para obter o número de OPG – cada compartimento possui um volume de 0,15ml (a área é 1cm por 1 cm e a altura 0,15cm, sendo o total 0,15cm<sup>3</sup>, isto é, 0,15 ml), nos dois

compartimentos o volume total será de 0,3 ml, que corresponde a 1/100 do volume utilizado na realização da técnica (2g em 30 ml); assim como se utiliza 2g divide-se  $100/2=50$ .

No estudo aqui apresentado foi realizada uma média dos valores das contagens das amostras positivas para cada parasita em cada estação, com o objectivo de efectuar uma análise mais simples dos resultados.

#### **2.3.1.4.Esfregaço Fecal**

Foi realizado um esfregaço fecal para cada amostra, utilizando uma vareta de vidro.

Depois de homogeneizar, retirar uma pequena quantidade de fezes com a vareta e distribui-la numa lâmina de vidro de modo a ficar uma fina camada (Figura 10). Posteriormente, após secagem ao ar durante 24 horas, as lâminas foram coradas seguindo o protocolo de coloração de Ziehl-Neelsen modificado (Casemore, Armstrong & Sands, 1985), que seguidamente será descrito.

**Figura 10** – Realização de esfregaço fecal (original).



- 1 – Fixar 1 minuto com metanol.
- 2 – Corar com Fucsina durante 10 minutos.
- 3 – Lavar com água corrente.
- 4 – Lavar com álcool clorídrico a 1%.
- 5 – Lavar com água corrente.
- 6 – Corar com verde malaquite a 0,4% durante 30 segundos.
- 7 – Lavar com água corrente.
- 8 – Secar ao ar e observar na ampliação de 1000x, com objectiva de 100x e óleo de imersão, para pesquisa de quistos de *Giardia* spp. e oocistos de *Cryptosporidium* spp..

### **2.3.2. Análise de Amostras Sanguíneas**

#### **2.3.2.1.Esfregaços Sanguíneos**

Para cada amostra de sangue foram realizados 3 esfregaços (Figura 11), um sem EDTA no momento da colheita e dois de sangue com EDTA. Os esfregaços de sangue sem EDTA foram realizados para corar pelo método das Fosfatases Ácidas. Dos outros dois, um deles foi corado com Giemsa e o outro ficou guardado como suplente.

Os esfregaços corados com Giemsa foram previamente fixados com Metanol durante 1 minuto, sendo depois corados com Giemsa 1 minuto e, só então são lavados com água corrente. Estes esfregaços foram posteriormente observados ao microscópio (Vidal, 2013).

**Figura 11** – Realização de esfregaço sanguíneo. **A** – Colocar gota de sangue na lâmina. **B** – Fazer um ligeiro movimento para trás com uma lamela até encostar à gota de sangue e deixar que esta se difunda no bordo da lamela. **C** – Levar a lamela para a frente num movimento uniforme de modo a estender a gota de sangue numa camada fina (original).

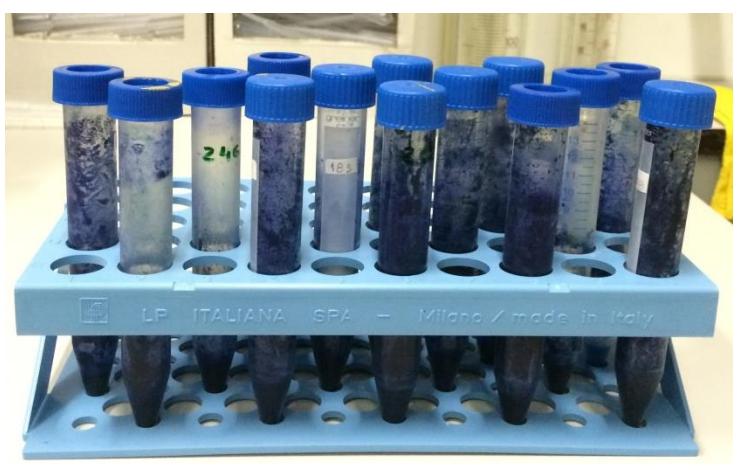


#### 2.3.2.2. Técnica de Knott modificada

Esta técnica foi realizada para pesquisa de microfilárias no sangue, permitindo a diferenciação das microfilárias.

Para isso mistura-se 1,0 ml de sangue em EDTA, com 9,0 ml de formol a 2%. Após homogeneização, invertendo o tubo várias vezes, o que leva a lise das hemácias, o tubo é então colocado a centrifugar a 1100-1500 r.p.m. durante 5 a 8 minutos. O sobrenadante é retirado e adiciona-se uma gota de azul-de-metileno ao sedimento (Figura 12). O conteúdo do tubo é então colocado numa lâmina de vidro e coberto com uma lamela. Procede-se então à observação ao microscópio (Zajac & Conboy, 2012).

**Figura 12** – Tubos com sedimento e azul de metileno (original).



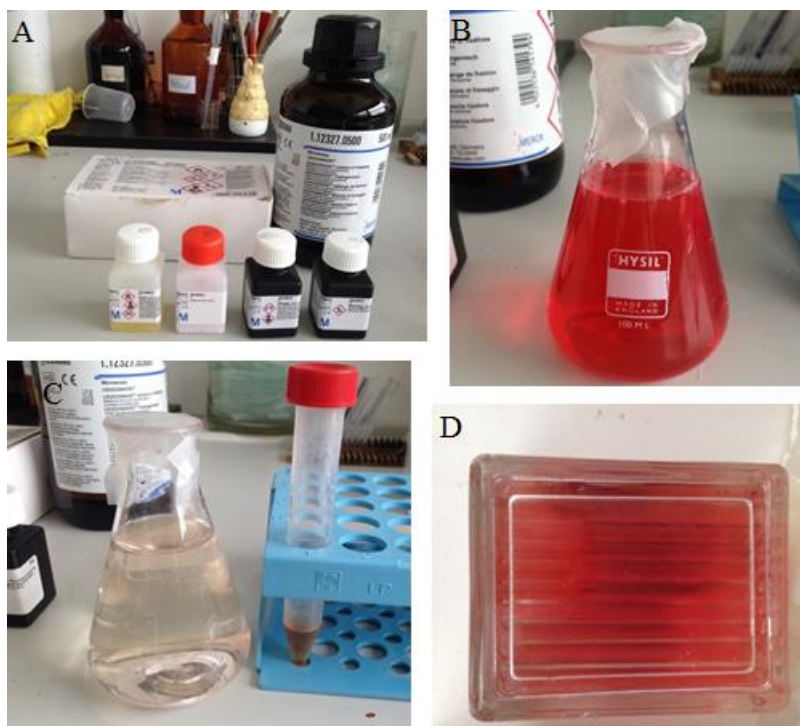
#### 2.3.2.3. Técnica de Coloração com Fosfatases Ácidas

Os esfregaços de sangue sem EDTA, correspondentes às amostras positivas no Teste de Knott e às lâminas coradas com Giemsa que tinham a presença de microfilárias, foram corados pelo



método das Fosfatases Ácidas para identificação das microfilárias, utilizando o *kit* comercial Leucognost SP® (Merck & Co., Inc, Whitehouse Station, New Jersey, USA) (Chalifoux & Hunt, 1971) (Anexo IV).

**Figura 13** – Pormenores da coloração pela técnica de fosfatases ácidas. A – Reagentes utilizados. B – Mistura da Solução A e B. C – Solução A à esquerda e B à direita. D – Lâminas submersas na solução final (originais).



## 2.4. Análise Estatística

Os resultados obtidos foram organizados em tabelas no *software* Microsoft Office Excel 2011.

De seguida procedeu-se à análise estatística, utilizando as plataformas de cálculo Epitools, que permitiram calcular não só as prevalências de infecções parasitárias, mas também o intervalo de confiança de 95%, segundo os limites de Wilson. Foi ainda utilizado o *software* R versão 3.2.3, com o auxílio do package R Commander, que permitiu determinar a existência de relações estatisticamente significativas entre as prevalências observadas e alguns factores, como por exemplo, a estação do ano e o canil em que foi realizada a colheita. Para este efeito foi realizado o teste do Qui-Quadrado, tendo sido considerados estatisticamente significativos os resultados em que o valor de p foi inferior a 0,05.



Na Primavera a temperatura média e a precipitação total foram, respectivamente, superior e inferior ao normal em todo o território. Nesta estação verificou-se uma situação de seca que se destacou entre os eventos que a marcaram mais. “No final de Maio 45% do território estava em situação de seca fraca a moderada e 55% do território estava em situação de seca severa a extrema.” (IPMA - Boletim da Primavera). No distrito de Beja, o valor médio da temperatura máxima foi de 24,6°C da temperatura mínima 10,7°C, da temperatura média 17,6°C e da precipitação total de 48,9mm.

No Verão a temperatura média e a precipitação total foram, respectivamente, superior e inferior ao normal, à semelhança do ocorrido na Primavera. “No final do Verão 24 % do território estava em situação de seca fraca a moderada e 74 % do território estava em situação de seca severa a extrema.” (IPMA - Boletim do Verão). No distrito de Beja o valor médio da temperatura máxima foi de 33°C, da temperatura mínima 16,5°C, da temperatura média de 24,7°C e da precipitação total de 1,1mm.

No Outono a temperatura média foi superior ao normal. Em relação à precipitação total no Outono, ainda que o valor médio para Portugal continental seja muito próximo do valor normal, registaram-se valores inferiores ao normal em grande parte das regiões do Sul. No distrito de Beja o valor médio da temperatura máxima foi de 23,9°C, da temperatura mínima 13°C, da temperatura média 18,5°C e da precipitação total de 48,6mm.

No Inverno a temperatura média foi superior ao normal em todo o território. Em relação à precipitação total, ainda que o valor médio para Portugal esteja acima do valor normal, foram observados valores inferiores ao normal no Baixo Alentejo. No distrito de Beja o valor médio da temperatura máxima foi de 16,2°C, da temperatura mínima 8,1°C, da temperatura média 12,1°C e da precipitação total de 74,9mm.

### **3.3.Origem das amostras**

As amostras foram recolhidas de três canis do distrito de Beja.

#### **CANIL INTERMUNICIPAL (CI)**

O Canil intermunicipal recebe animais de nove concelhos do distrito de Beja (Aljustrel, Almodôvar, Alvito, Beja, Castro Verde, Cuba, Moura, Serpa e Vidigueira). As instalações (Figura 15) são recentes, existindo uma sala onde se efectuem os tratamentos aos animais, assim como um recinto onde os animais são soltos todos os dias. Os animais são desparasitados para os parasitas internos e externos à entrada no canil. Os canídeos estão divididos em grupos consoante o porte e o sexo, estando vários indivíduos no mesmo compartimento.

**Figura 15** – Instalações do CI exterior (A) e interior (B). Sala de tratamentos (C) (imagens cedidas pelo CI)



### **CANTINHO DOS ANIMAIS DE BEJA (CA)**

O Cantinho dos Animais de Beja é uma associação sem fins lucrativos que depende exclusivamente de voluntários e donativos. As instalações estão sobrelotadas, havendo, por isso, vários animais em cada compartimento. É de referir que neste canil os animais conseguem ter acesso a HI (roedores) de alguns parasitas. Devido a dificuldades financeiras os animais são desparasitados externamente apenas quando estão infestados com pulgas/carraças.

### **CANIL DE FERREIRA DO ALENTEJO (CF)**

O canil de Ferreira do Alentejo está sob a responsabilidade do veterinário municipal, sendo os animais tratados diariamente por voluntários. As instalações (Figura 16) são recentes, existindo uma sala para o veterinário, assim como um recinto onde os canídeos são soltos. Os animais estão normalmente em compartimentos individuais, podendo ocasionalmente estar aos pares. Os canídeos são desparasitados para parasitas internos e externos, e são efectuados testes de rastreio para algumas parasitoses, como por exemplo dirofilariose.

**Figura 16** – Instalações do CF exterior (A e C) e interior (B) (originais).



## **3.4.Caracterização das amostras**

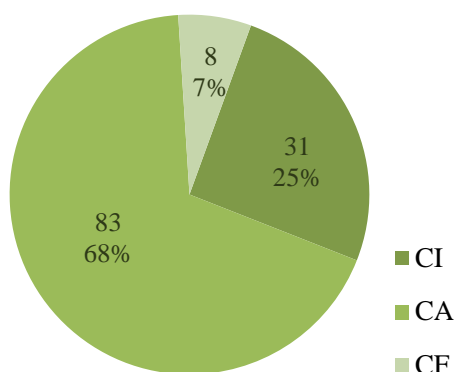
### **3.4.1. Amostras Fecais**

As amostras fecais foram colhidas do chão de cada compartimento. Uma vez que cada amostra representa a avaliação de uma jaula, não é possível estabelecer uma relação com cada

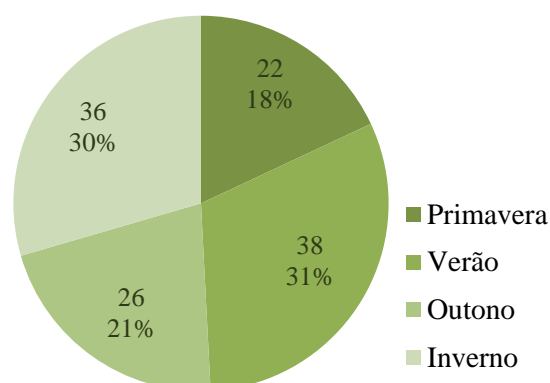
animal. Cada jaula albergava em média 4 animais, sendo cada colheita representativa das fezes presentes numa jaula. No total foram colhidas 122 amostras fecais, nomeadamente 22 na Primavera, 38 no Verão, 26 no Outono e no 36 Inverno (Gráfico 2). Do total de 122, foram recolhidas 31, 83 e 8 amostras dos canis CI, CA,CF, respectivamente (Gráfico 1).

Das amostras fecais recolhidas, todas tinham aspecto macroscópico normal, não tendo sido detectados parasitas ao exame macroscópico.

**Gráfico 1** – Distribuição das amostras fecais por canil.



**Gráfico 2** – Distribuição das amostras fecais por estação.



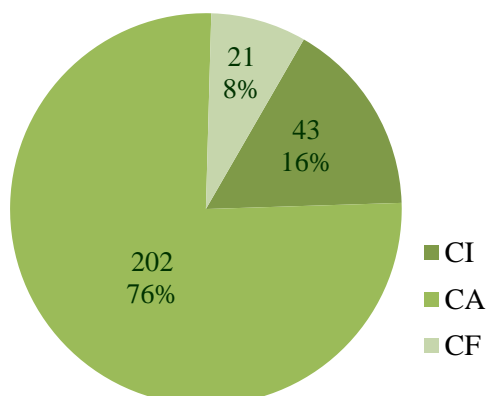
### 3.4.2. Amostras Sanguíneas

As amostras sanguíneas foram colhidas de indivíduos seleccionados aleatoriamente em cada canil, sendo que na Primavera, Verão e Outono foram colhidas 66 por estação e no Inverno 68 amostras.

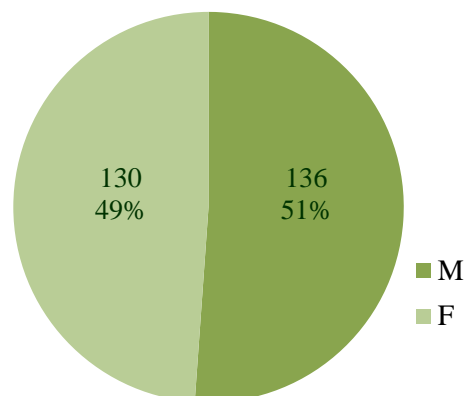
Do total de 266 amostras, foram recolhidas 43, 202 e 21 amostras, respectivamente, dos canis CI, CA,CF (Gráfico 3). Na sua maioria os animais estudados são adultos (76%) de porte médio (62%), sendo que os animais idosos (8%) e jovens (16%) ou de porte grande (22%) e pequeno (16%) representam as minorias. Quanto ao sexo as fêmeas representam 49% da população em estudo, enquanto os machos representam 51% (Gráfico 4).

Das amostras sanguíneas colhidas, todas apresentavam um aspecto macroscópico normal no momento da colheita.

**Gráfico 3** – Distribuição de amostras sanguíneas por canil.



**Gráfico 4** – Género dos indivíduos em que se realizou colheita de amostras sangue.



### 3.5. Pesquisa de parasitas Gastrointestinais

No âmbito desta pesquisa analisaram-se 122 amostras fecais pelos métodos de Flutuação de Willis, Sedimentação Natural e Esfregaço fecal corado pela técnica de Ziehl Neelsen modificada. Estas amostras representam a colheita de uma amostra fecal de apenas um dia.

#### 3.5.1. Resultados Globais

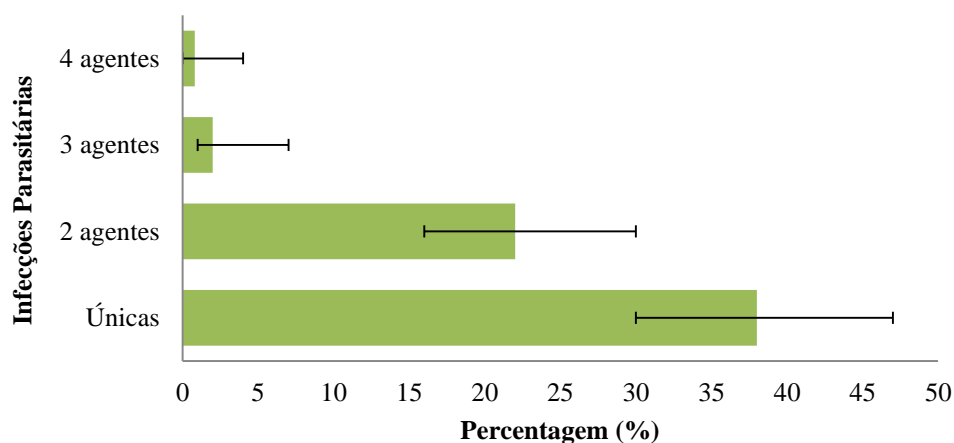
Neste estudo, foi possível verificar que 63% (77/122) [IC 95%: 54 – 71%] das amostras apresentavam pelo menos um agente parasitário. Destas amostras positivas verificou-se uma prevalência de 49% (38/77) [IC 95%: 38 – 60%] de nemátodes, 4% (3/77) [IC 95%: 1 – 11%] de céstodes e 69% (53/77) [IC 95%: 58 – 78%] de protozoários.

Relativamente à prevalência face à amostra global, 31% (38/122) [IC 95%: 24 – 40%] das amostras foram positivas para nemátodes, 2% (3/122) [IC 95%: 1 – 7%] para céstodes e 43% (53/122) [IC 95%: 35 – 52%] para protozoários.

Observou-se ainda que, do total de amostras analisadas, 25% (31/122) [IC 95%: 19 – 34%] apresentavam infecções mistas, isto é, estavam parasitadas com pelo menos dois agentes. Destas infecções, 22% (27/122) [IC 95%: 16 – 30%] eram de dois agentes, 2% (3/122) [IC 95%: 1 – 7%] três agentes e 0,8% (1/122) [IC 95%: 0 – 4%] quatro agentes (Gráfico 5). Em relação a infecções únicas verificou-se que 38% (46/122) [IC 95%: 30 – 47%] das amostras apresentavam apenas um agente (Gráfico 5).

O gráfico 5 mostra a prevalência de infecções únicas e infecções com dois, três e quatro agentes.

**Gráfico 5** – Prevalência de infecções únicas e mistas e respectivos intervalos de confiança.



Em relação às contagens de ovos e oocistos a tabela 6 demonstra o número médio de ovos por grama de fezes (OPG) e oocistos por grama de fezes (OoPG) encontrados neste estudo em cada estação do ano.

**Tabela 6** – Contagens médias de ovos (OPG) e oocistos (OoPG) e respectivos valores mínimos (Mín) e máximos (Máx.) em cada estação do ano.

Parasitas	Primavera	Verão	Outono	Inverno
<i>U. stenocephala</i>	<b>488</b> (Mín. 50) (Máx. 1550)	<b>133</b> (Mín. 50) (Máx. 550)	<b>243</b> (Mín. 50) (Máx. 600)	<b>122</b> (Mín. 50) (Máx. 300)
<i>Toxocara canis</i>	<b>100</b> (valor único)	<b>975</b> (Mín. 50) (Máx. 1900)	-----*	<b>75</b> (Mín. 50) (Máx. 100)
<i>T. leonina</i>	<b>200</b> (Mín. 50) (Máx. 350)	<b>175</b> (Mín. 50) (Máx. 300)	-----*	<b>50</b> (Mín. 50) (Máx. 50)
<i>Cystoisospora spp.</i>	<b>183250</b> (valor único)	<b>183</b> (Mín. 50) (Máx. 400)	<b>1233</b> (Mín. 50) (Máx. 2650)	<b>150</b> (Mín. 50) (Máx. 250)

\*----- – Não foram observados ovos do parasita.

### 3.5.2. Resultados por canil

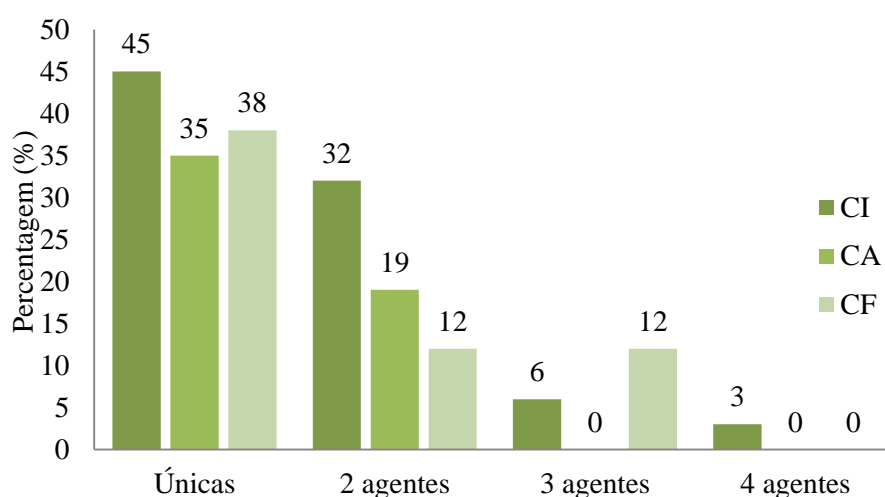
No CI, 87% (27/31) [IC 95%: 71 - 95%] das amostras apresentavam pelo menos um agente, 42% (13/31) [IC 95%: 26 - 59%] com pelo menos dois, 10% (3/31) [IC 95%: 3 - 25%] com pelo menos três e 3% (1/31) [IC 95%: 1 - 16%] com quatro parasitas.

No CA, 54% (45/83) [IC 95%: 44 - 65%] das amostras demonstraram a presença de pelo menos um agente, 19% (16/83) [IC 95%: 12 - 29%] com pelo menos dois. Neste canil nenhuma das amostras apresentou três ou mais agentes.

No CF, 62% (5/8) [IC 95%: 31 - 86%] das amostras tinham pelo menos um agente, 25% (2/8) [IC 95%: 7 - 59%] apresentavam pelo menos dois e 12% (1/8) [IC 95%: 2 - 47%] exibiram pelo menos três. Nenhuma das amostras revelou quatro ou mais agentes.

O gráfico 6 mostra a prevalência de infecções únicas e com vários agentes em cada um dos canis analisados.

**Gráfico 6 – Infecções únicas e mistas por canil.**



### 3.5.3. Resultados por parasita

#### 3.5.3.1. Ancilostomatídeos

Neste estudo foi possível verificar que 25% (30/122) [IC 95%: 18 - 33%] das amostras apresentaram ovos de ancilostomatídeos (Figura 17). Foram efectuadas medições e todos eles pertenciam a *U. stenocephala*. O canil com maior prevalência deste parasita foi o CI com 68%, seguindo-se o CF com 25%. Por último o CA mostrou uma prevalência de 8,4% (Tabela 7).



**Figura 17** – Ovo de ancilostomatídeo (original).



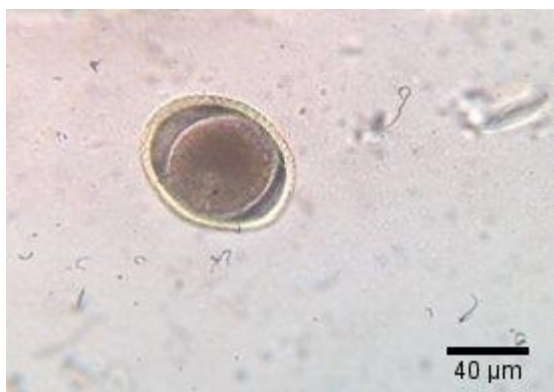
**Tabela 7** – Caracterização da prevalência e frequência de ancilostomatídeos e respectivos intervalos de confiança nos diferentes canis.

Canil	Prevalência (Frequência)	IC 95%
CI	68% (21/31)	[50 – 81%]
CA	8,4% (7/83)	[4 – 16,4%]
CF	25% (2/8)	[7 – 59%]

### 3.5.3.2. *Toxocara canis*

Neste estudo foi possível verificar que 4% (5/122) [IC 95%: 2 – 9%] das amostras apresentava ovos de *Toxocara canis* (Figura 18). O canil com maior prevalência deste parasita foi o CI, com 10%, seguindo-se o CA com 2,4%. Por último, o CF não teve nenhuma amostra com presença de ovos (Tabela 8).

**Figura 18** – Ovo de *T. canis* (original).



**Tabela 8** – Caracterização da prevalência e frequência de *T. canis* e respectivos intervalos de confiança nos diferentes canis.

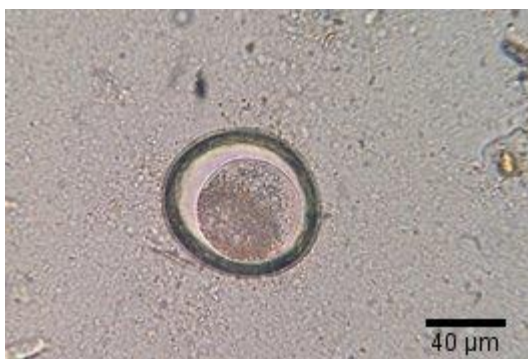
Canil	Prevalência (Frequência)	IC 95%
CI	10% (3/31)	[3 – 25%]
CA	2,4% (2/83)	[0,7 – 8,4%]
CF	0% (0/8)	[0 – 32%]

### 3.5.3.3. *Toxascaris leonina*

Neste estudo foi possível verificar que 6% (7/122) [IC 95%: 3 – 11%] das amostras se mostrou positiva para ovos de *T. leonina* (Figura 19). O canil com maior prevalência deste

parasita foi o CF, com 12%, seguindo-se o CI com 6%. Por último, o CA apresentou uma prevalência de 5% (Tabela 9).

**Figura 19** – Ovo de *T. leonina* (original).



**Tabela 9** – Caracterização da prevalência e frequência de *T. leonina* e respectivos intervalos de confiança nos diferentes canis.

Canil	Prevalência (Frequência)	IC 95%
CI	6% (2/31)	[2 – 21%]
CA	5% (4/83)	[2 – 12%]
CF	12% (1/8)	[2 – 47%]

#### 3.5.3.4. *Trichuris vulpis*

Neste estudo foi possível verificar que 2% (2/122) [IC 95%: 0 – 6%] das amostras apresentavam ovos de *T. vulpis* (Figura 20). O canil com maior prevalência deste parasita foi o CF, com 12%, seguindo-se o CI com 3%. Por último, o CA não teve nenhuma amostra com presença de ovos de *T. vulpis* (Tabela 10).

**Figura 20** – Ovo de *T. vulpis* (original).



**Tabela 10** – Caracterização da prevalência e frequência de *T. vulpis* e respectivos intervalos de confiança nos diferentes canis.

Canil	Prevalência (Frequência)	IC 95%
CI	3% (1/31)	[1 – 16%]
CA	0% (0/83)	[0 – 4%]
CF	12% (1/8)	[2 – 47%]

#### 3.5.3.5. Tenídeos

Neste estudo foi possível verificar que 2,5% (3/122) [IC 95%: 1 – 7%] das amostras se mostrou positiva para ovos de tenídeos (Figura 21). O canil com maior prevalência de ovos de

tenídeo foi o CI, com 6%, seguindo-se o CA com 1%. Por último, o CF não teve nenhuma amostra com presença de ovos (Tabela 11).

**Figura 21** – Ovo de tenídeo (original).

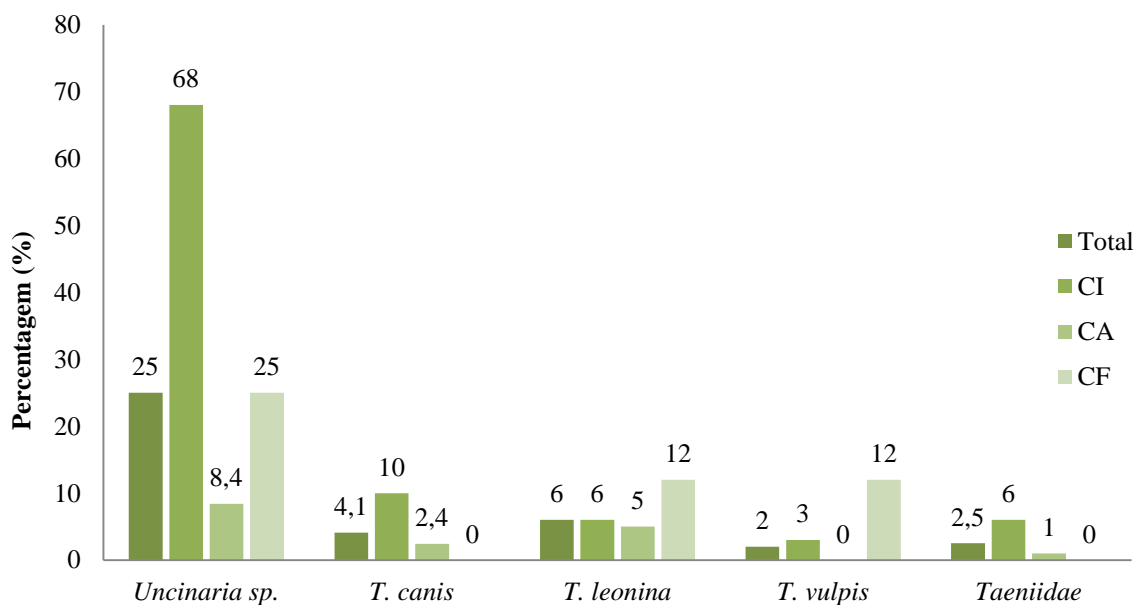


**Tabela 11** – Caracterização da prevalência e frequência de tenídeos e respectivos intervalos de confiança nos diferentes canis.

Canil	Prevalência (Frequência)	IC 95%
CI	6% (2/31)	[2 – 21%]
CA	1% (1/83)	[0 – 7%]
CF	0% (0/8)	[0 – 32%]

O gráfico 7 representa a prevalência total e em cada canil de cada um dos helmintes detectados.

**Gráfico 7** – Prevalências total e por canil de helmintes.



### 3.5.3.6. Protozoários

No gráfico 8 estão apresentadas as prevalências totais e por canil de cada protozoário.

#### *Cystoisospora* spp.

Neste estudo foi possível verificar que 8% (10/122) [IC 95%: 5 – 14%] das amostras apresentaram oocistos (Figura 22). Os oocistos foram medidos e em uma das amostras estes eram de pequenas dimensões, pertencendo então ao complexo-*C. ohioensis*. Nas restantes os oocistos eram de grandes dimensões, sendo de *C. canis*. O canil com maior prevalência foi o CI, com 13%, seguindo-se o CF com 12%. Por último, o CA teve uma prevalência de 6% (Tabela 12).

**Figura 22** – Oocistos de *Cystoisospora* spp. (original).



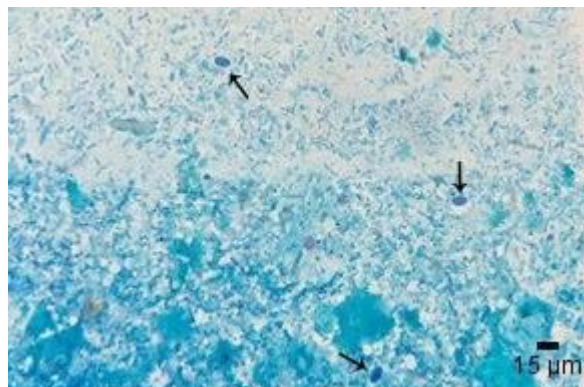
**Tabela 12** – Caracterização da prevalência e frequência de *Cystoisospora* spp. e respectivos intervalos de confiança nos diferentes canis.

Canil	Prevalência (Frequência)	IC 95%
CI	13% (4/31)	[5 – 29%]
CA	6% (5/83)	[3 – 13%]
CF	12% (1/8)	[2 – 47%]

#### *Giardia* spp.

Neste estudo foi possível verificar que 33% (40/122) [IC 95%: 25 – 42%] das amostras se mostrou positiva para este género. Na Figura 23 podem observar-se os quistos de *Giardia* spp. O canil com maior prevalência foi o CA, com 36%, seguindo-se o CI com 26%. Por último, o CF teve uma prevalência de 25% (Tabela 13).

**Figura 23** – Quistos de *Giardia* spp. (original).



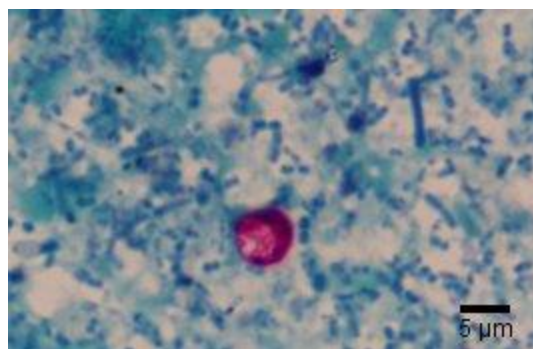
**Tabela 13** – Caracterização da prevalência e frequência de *Giardia* spp. e respectivos intervalos de confiança nos diferentes canis.

Canil	Prevalência (Frequência)	IC 95%
CI	26% (8/31)	[14 – 43%]
CA	36% (30/83)	[27 – 47%]
CF	25% (2/8)	[7 – 59%]

#### ***Cryptosporidium* spp.**

Neste estudo foi possível verificar que 12% (15/122) [IC 95%: 8 – 19%] das amostras foram positivas para este gênero. Na Figura 24 pode observar-se um oocisto de *Cryptosporidium* spp. O canil com maior prevalência foi o CA, com 13%, seguindo-se o CF com 12%. Por último, o CI teve uma prevalência de 10% (Tabela 14).

**Figura 24** – Oocisto de *Cryptosporidium* spp. (original).

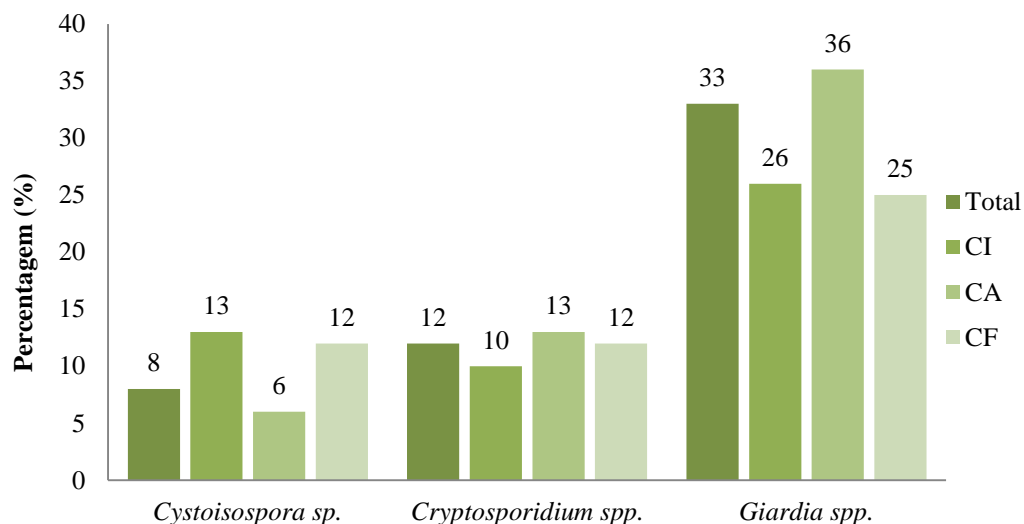


**Tabela 14** – Caracterização da prevalência e frequência de *Cryptosporidium* spp. e respectivos intervalos de confiança nos diferentes canis.

Canil	Prevalência (Frequência)	IC 95%
CI	10% (3/31)	[3 – 25%]
CA	13% (11/83)	[8 – 22%]
CF	12% (1/8)	[2 – 47%]



**Gráfico 8 – Prevalências total e por canil de protozoários.**



### 3.5.4. Resultados por Estações do Ano

Na Primavera, foi assinalada uma prevalência de 77% (17/22) [IC 95%: 57 – 90%] com pelo menos um agente nas amostras, 23% (5/22) [IC 95%: 10 - 43%] com dois e 5% (1/22) [IC 95%: 1 – 22%] com três parasitas. Nenhuma das amostras apresentou mais de três géneros/espécies de parasitas diferentes.

Nesta estação a maior prevalência verificou-se para *U. stenocephala* e *Giardia spp.*, sendo, para ambos, de 36% (8/22). Seguiu-se *T. leonina* com uma prevalência de 9% (2/22). Este estudo revelou prevalências de 5% (1/22) para *Toxocara canis*, tenídeos, *Cystoisospora spp.* e *Cryptosporidium spp.* Não foi observado qualquer ovo de *T. vulpis* (Tabela 15).

**Tabela 15 – Caracterização da prevalência e frequência dos vários parasitas e respectivos intervalos de confiança na Primavera.**

Parasita	Prevalência (Frequência)	IC 95%
<i>U. stenocephala</i>	36% (8/22)	[20 – 57%]
<i>Toxocara canis</i>	5% (1/22)	[1– 22%]
<i>T. leonina</i>	9% (2/22)	[3 – 28%]
<i>T. vulpis</i>	0% (0/22)	[0 – 15%]
Taeniidae	5% (1/22)	[1– 22%]
<i>Cystoisospora spp.</i>	5% (1/22)	[1– 22%]

<i>Cryptosporidium</i> spp.	5% (1/22)	[1 – 22%]
<i>Giardia</i> spp.	36% (8/22)	[20 – 57%]

No Verão, 45% (17/38) [IC 95%: 30 – 60%] das amostras apresentava pelo menos um agente e 16% (6/38) [IC 95%: 7 – 30%] exibiram dois. Nesta estação, não existiram infecções com mais de dois agentes.

Nesta estação, as maiores prevalências verificaram-se para *U. stenocephala*, sendo de 16% (6/38), e *Cryptosporidium* spp. e *Giardia* spp., sendo de 13% (5/38) para ambos. Seguiu-se *Cystoisospora* spp., com 8% (3/38) e *T. leonina* e *Toxocara canis* com uma prevalência de 5% (2/38). Este estudo mostrou uma prevalência de 3% (1/38) para *T. vulpis*. Não foi observado qualquer ovo de tenídeo (Tabela 16).

**Tabela 16** – Caracterização da prevalência e frequência dos vários parasitas e respectivos intervalos de confiança no Verão.

<b>Parasita</b>	<b>Prevalência (Frequência)</b>	<b>IC 95%</b>
<i>U. stenocephala</i>	16% (6/38)	[7 – 30%]
<i>T. canis</i>	5% (2/38)	[1 – 17%]
<i>T. leonina</i>	5% (2/38)	[1 – 17%]
<i>T. vulpis</i>	3% (1/38)	[0 – 13%]
Taeniidae	0% (0/38)	[0 – 9%]
<i>Cystoisospora</i> spp.	8% (3/38)	[3 – 21%]
<i>Cryptosporidium</i> spp.	13% (5/38)	[6 – 27%]
<i>Giardia</i> spp.	13% (5/38)	[6 – 27%]

No Outono, 54% (14/26) [IC 95%: 35 – 71%] das amostras revelaram-se positivas a pelo menos um agente, 23% (6/26) [IC 95%: 11 – 42%] a pelo menos dois e 4% (1/26) [IC 95%: 1 – 19%] a três. Não existiram amostras parasitadas com mais de três agentes.

Nesta estação, a maior prevalência verificou-se para *Giardia* spp., sendo de 35% (9/26). Seguiu-se *U. stenocephala* com 27% (7/26), *Cystoisospora* spp. com 12% (3/26) e

*Cryptosporidium* spp. com 4% (1/26). Não foram observados ovos de *T. leonina*, *T. canis*, *T. leonina* nem de tenídeos (Tabela 17).

**Tabela 17** – Caracterização da prevalência e frequência dos vários parasitas e respectivos intervalos de confiança no Outono.

Parasita	Prevalência (Frequência)	IC 95%
<i>U. stenocephala</i>	27% (7/26)	[14 – 46%]
<i>T. canis</i>	0% (0/26)	[0 – 13%]
<i>T. leonina</i>	0% (0/26)	[0 – 13%]
<i>T. vulpis</i>	0% (0/26)	[0 – 13%]
Taeniidae	0% (0/26)	[0 – 13%]
<i>Cystoisospora</i> spp.	12% (3/26)	[4 – 29%]
<i>Cryptosporidium</i> spp.	4% (1/26)	[1 – 19%]
<i>Giardia</i> spp.	35% (9/26)	[19 – 54%]

No Inverno, uma prevalência de 81% (29/36) [IC 95%: 65 – 90%] das amostras foi assinalada para pelo menos um agente, 39% (14/36) [IC 95%: 25 – 55%] para pelo menos dois, 6% (2/36) [IC 95%: 2 – 18%] para pelo menos três e 3% (1/36) [IC 95%: 0 – 14%] com quatro géneros/espécies de parasitas diferentes.

Nesta estação, a maior prevalência verificou-se para *Giardia* spp., sendo de 50% (18/36). Seguiu-se *U. stenocephala* com 25% (9/36), *Cryptosporidium* spp. com 22% (8/36), *Cystoisospora* spp. e *T. leonina* com 8% (3/36) e *T. canis*. e tenídeos com uma prevalência de 6% (2/36). Este estudo demonstrou também uma prevalência de 3% (1/36) para *T. vulpis* nesta estação (Tabela 18).

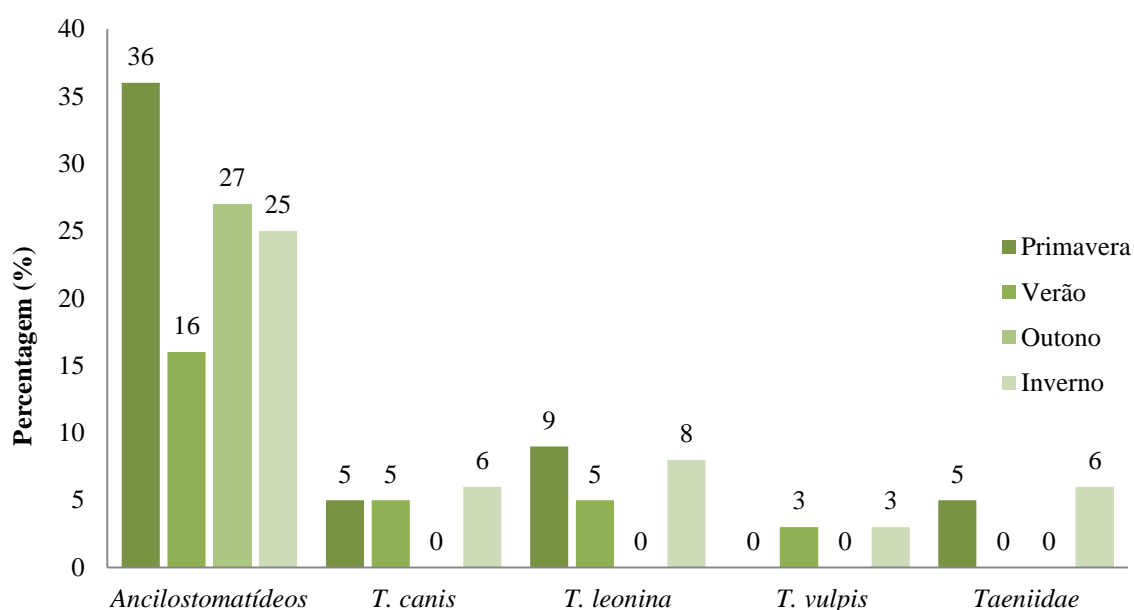


**Tabela 18** – Caracterização da prevalência e frequência dos vários parasitas e respectivos intervalos de confiança no Inverno.

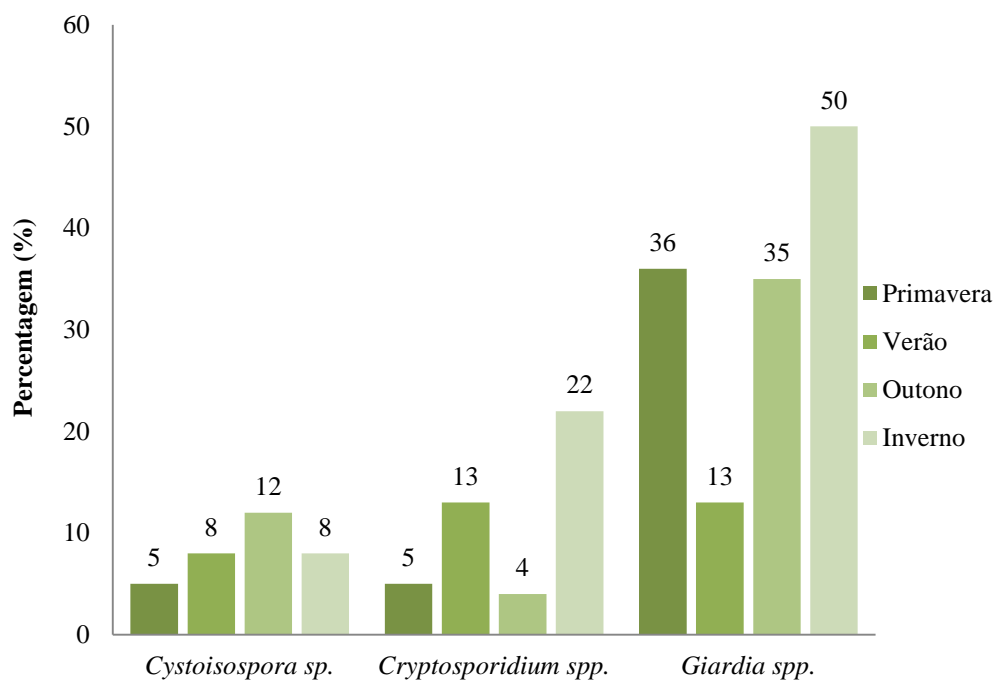
Parasita	Prevalência (Frequência)	IC 95%
<i>U. stenocephala</i>	25% (9/36)	[14 – 41%]
<i>T. canis</i>	6% (2/36)	[2 – 18%]
<i>T. leonina</i>	8% (3/36)	[3 – 22%]
<i>T. vulpis</i>	3% (1/36)	[0 – 14%]
Taeniidae	6% (2/36)	[2 – 18%]
<i>Cystoisospora</i> spp.	8% (3/36)	[3 – 22%]
<i>Cryptosporidium</i> spp.	22% (8/36)	[12 – 38%]
<i>Giardia</i> spp.	50% (18/36)	[34 – 66%]

Nos gráficos 9 e 10 estão representadas as prevalências de helmintes e protozoários, respectivamente, por cada estação do ano. No gráfico 11 podem ser observadas as prevalências de infecções únicas e coinfeções por cada estação do ano.

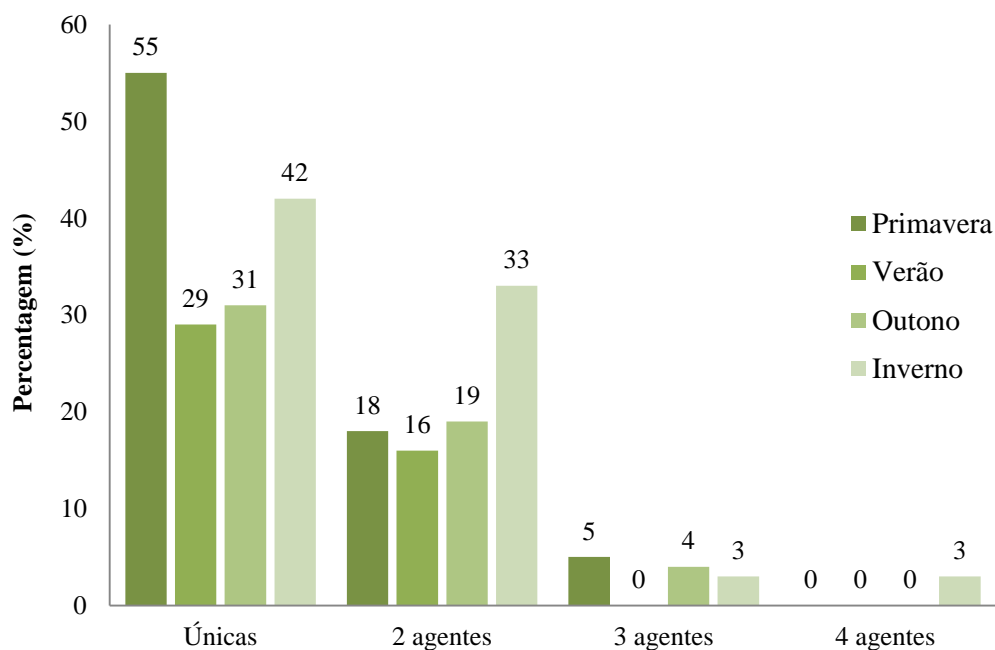
**Gráfico 9** – Prevalências de helmintes por estações do ano.



**Gráfico 10** – Prevalências de protozoários por estação do ano.



**Gráfico 11** – Prevalências de infecções únicas e mistas por estação do ano.



### 3.6. Pesquisa de parasitas sanguíneos

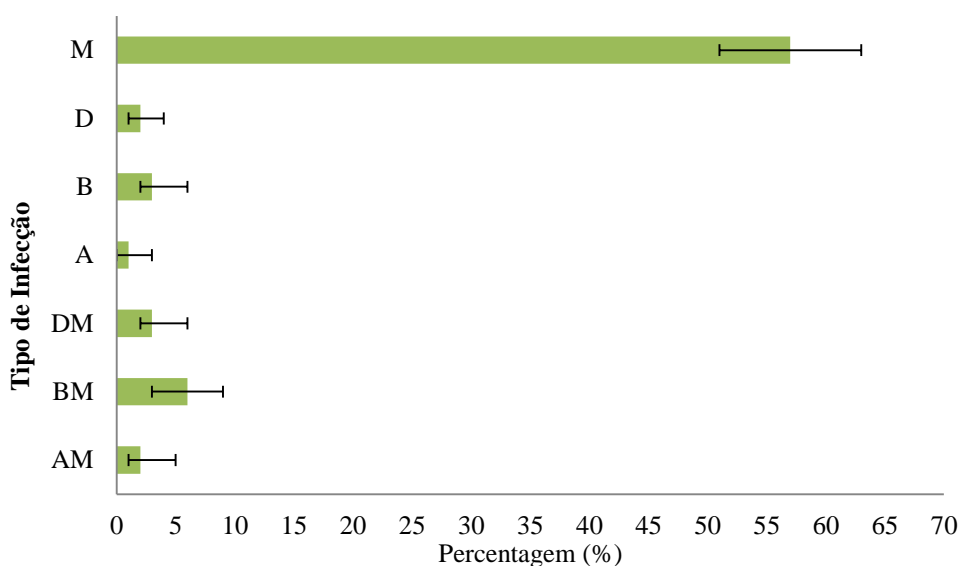
No âmbito desta pesquisa analisaram-se 266 amostras sanguíneas pelas técnicas de Knott, esfregaço sanguíneo corado com coloração Giemsa e pela técnica das Fosfatases ácidas.

### 3.6.1. Resultados Globais

Foi possível verificar que 74,3% (197/266) [IC 95%: 68 – 79%] das amostras revelaram-se positivas a pelo um agente e 11,3% (30/266) [IC 95%: 8 – 16%] a dois agentes.

No gráfico 12, podemos observar a distribuição de infecções únicas e de co-infecções, onde as letras A, B, D, M significam *Acanthocheilonema* spp., *Babesia* spp., *Dirofilaria immitis* e micoplasmas hemotrópicos, respectivamente. A prevalência de infecções únicas com *Acanthocheilonema* spp. (A no gráfico 12), *Babesia* spp. (B), *Dirofilaria immitis* (D) e micoplasmas hemotrópicos (M) foi de 1% (3/266) [IC 95%: 0 – 3], 3% (8/266) [IC 95%: 2 – 6%], 2% (4/266) [IC 95%: 1 – 4] e 57% (152/266) [IC 95%: 51 – 63], respectivamente. Relativamente às coinfeções, todas elas são com micoplasmas hemotrópicos, sendo que as prevalências são de 2% (6/266) [IC 95%: 1 – 5], 6% (15/266) [IC 95%: 3 – 9] e 3% [IC 95%: 2 – 6] (9/266), respectivamente, com os parasitas *Acanthocheilonema* spp. (AM no gráfico 12), *Babesia* spp. (BM), *Dirofilaria immitis* (DM).

**Gráfico 12** – Prevalência de infecções únicas e mistas e respectivos intervalos de confiança, onde: A – *Acanthocheilonema* spp.; B – *Babesia* spp.; D – *Dirofilaria immitis*; M – Micoplasmas hemotrópicos.

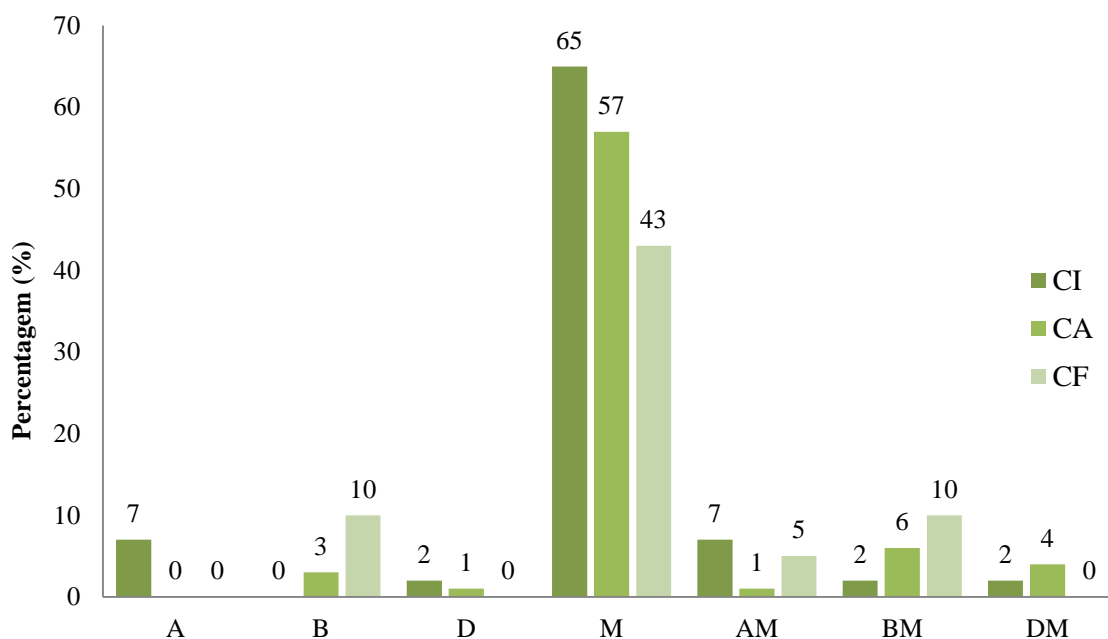


### 3.6.2. Resultados por canil

No CI, 86% [IC 95%: 73 – 93%] das amostras apresentavam pelo menos um agente, e 12% [IC 95%: 5 – 24%] dois. No CA, 72% [IC 95%: 66 – 78%] das amostras tinham pelo menos um agente e 11% [IC 95%: 7 – 16%] dois. No CF, 67% [IC 95%: 45 – 83%] das amostras exibiram pelo menos um agente e 14% [IC 95%: 5 – 35%] dois.

No gráfico 13, estão representadas as infecções únicas e co-infecções em cada canil, onde as letras A, B, D, M significam *Acanthocheilonema* spp., *Babesia* spp., *Dirofilaria immitis* e micoplasmas hemotrópicos, respectivamente.

**Gráfico 13** – Prevalências de infecções únicas e mistas por canil, onde: A – *Acanthocheilonema* spp.; B – *Babesia* spp.; D – *Dirofilaria immitis*; M – Micoplasmas hemotrópicos.



### 3.6.3. Resultados por Parasitas

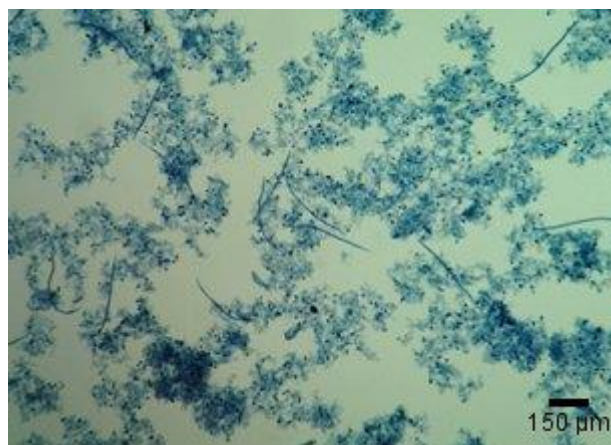
#### 3.6.3.1. Filarídeos

Neste estudo foi possível verificar que em 8% (22/266) [IC 95%: 6 – 12%] da população existia a presença de microfilárias circulantes (Figura 25), sendo que, 3% (9/266) [IC 95%: 2 – 6%] foi positivo para *Acanthocheilonema* spp. e 5% (13/266) [IC 95%: 3 – 8%] para *Dirofilaria immitis*.

Em cada canil, a percentagem de microfilárias circulantes foi de 19% (8/43) [IC 95%: 10 – 33%], 6% (13/202) [IC 95%: 4 – 11%], 5% (1/21) [IC 95%: 1 – 23%], respectivamente no CI, CA e CF.

Em relação a *Acanthocheilonema* spp. a prevalência em cada canil foi de 14% (6/43), 1% (2/202) e 5% (1/21), respectivamente, no CI, CA, CF. No caso de *Dirofilaria immitis* a prevalência em cada canil foi de 5% (2/43), 5,5% (11/202) e 0% (0/21), no CI, CA e CF, respectivamente (Tabela 19).

**Figura 25** – Microfilárias observadas após realização da técnica de Knott (original).



**Tabela 19** – Caracterização da prevalência e frequência de *Acanthocheilonema* spp. (direita) e de *D. immitis* (esquerda) respectivos intervalos de confiança nos diferentes canis.

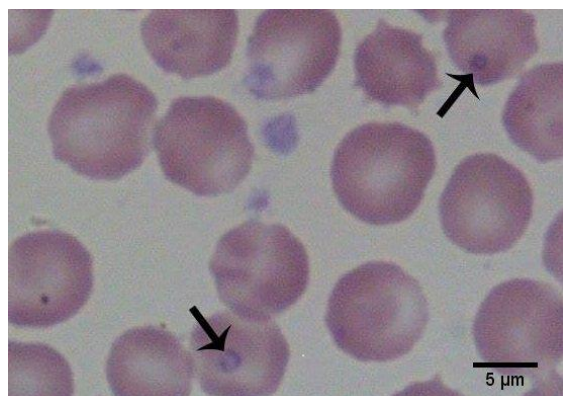
Canil	Prevalência (Frequência)	IC 95%
CI	14 % (6/43)	[7 – 27%]
CA	1% (2/202)	[0 – 4%]
CF	5% (1/21)	[1 – 23%]

Canil	Prevalência (Frequência)	IC 95%
CI	5% (2/43)	[1 – 15%]
CA	5,5% (11/202)	[3 – 9,5%]
CF	0% (0/21)	[0 – 15%]

### 3.6.3.2. *Babesia* spp.

Da população em estudo 9% (23/266) [IC 95%: 6 – 13%] mostrou resultado positivo para *Babesia* spp. Na figura 26 podemos observar formas deste parasita dentro dos eritrócitos. Em cada canil a prevalência deste parasita foi de 2% (1/43), 9% (18/202), 19% (4/21), respectivamente no CI, CA E CF (Tabela 20).

**Figura 26** – Formas parasitárias de *Babesia* spp. dentro de eritrócitos (original).



**Tabela 20** – Caracterização da prevalência e frequência de *Babesia* spp. e respectivos intervalos de confiança nos diferentes canis.

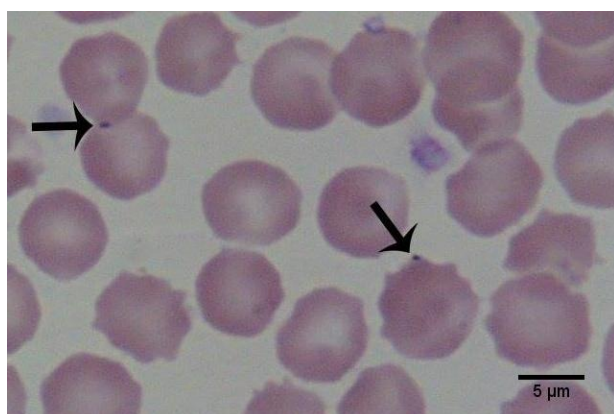
Canil	Prevalência (Frequência)	IC 95%
CI	2% (1/43)	[0 – 12%]
CA	9% (18/202)	[6 – 14%]
CF	19% (4/21)	[8 – 40%]

### 3.6.3.3. Micoplasmas hemotrópicos

Em relação a micoplasmas hemotrópicos foi possível verificar que 68% (182/266) [IC 95%: 63 – 74%] das amostras se revelaram positivas. Na figura 27 podemos observar estes organismos na periferia dos eritrócitos.

Em cada canil a percentagem deste microorganismo foi de 77% (33/43), 68% (137/202), 57% (12/21), respectivamente no CI, CA E CF (Tabela 21).

**Figura 27** – Micoplasmas na periferia dos eritrócitos (original).

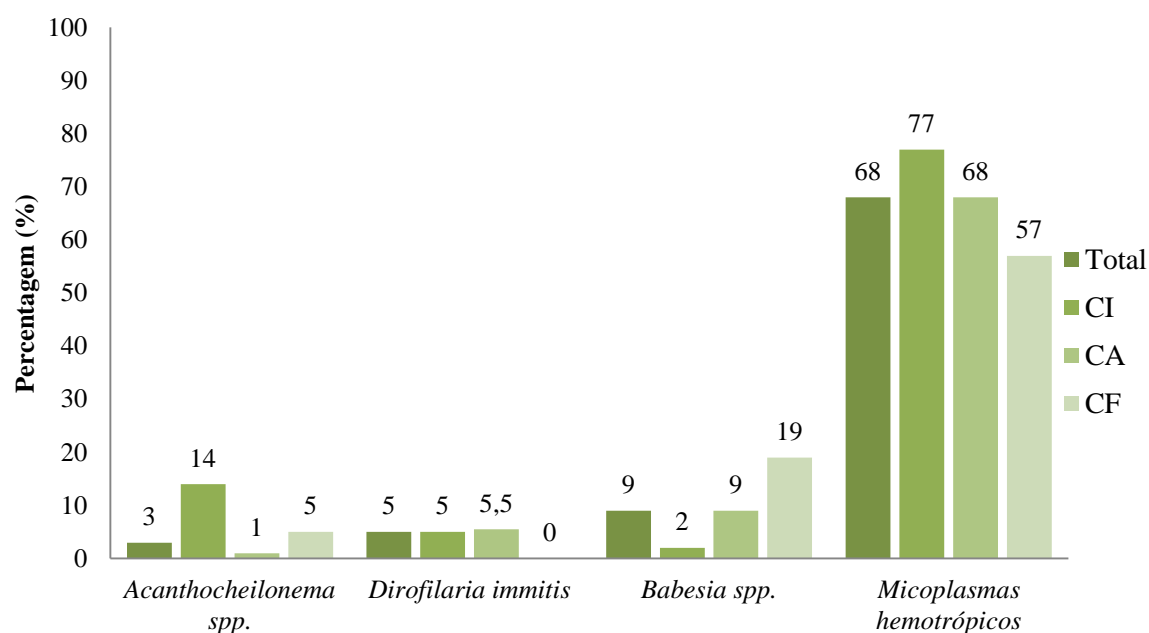


**Tabela 21** – Caracterização da prevalência e frequência de micoplasmas hemotrópicos e respectivos intervalos de confiança nos diferentes canis.

Canil	Prevalência (Frequência)	IC 95%
CI	77% (33/43)	[62 – 87%]
CA	68% (137/202)	[61 – 74%]
CF	57% (12/21)	[37 – 75,5%]

No gráfico 14 estão representadas as prevalências totais e em cada canil, acima referidas, para cada agente encontrado nas amostras sanguíneas.

**Gráfico 14** – Prevalências total e em cada canil de cada agente de infecção nas amostras sanguíneas.



### 3.6.4. Resultados por estação do ano

Na Primavera, uma prevalência de 68% (45/66) [IC 95%: 56 – 78%] das amostras apresentava pelo menos um agente e 20% (13/66) [IC 95%: 12 – 31%] dois. A maior prevalência verificou-se para micoplasmas hemotrópicos, sendo de 55% (36/66). Seguiu-se *Babesia spp.*, com uma prevalência de 26% (17/66). Por último, o estudo mostrou prevalências de 3% (2/66) e de 5% (3/66) para *Acanthocheilonema spp.* e *Dirofilaria immitis*, respectivamente (Tabela 22).

**Tabela 22** – Caracterização da prevalência e frequência dos vários agentes e respectivos intervalos de confiança na Primavera.

Parasita	Prevalência (Frequência)	IC 95%
<i>Acanthocheilonema spp.</i>	3% (2/66)	[1 – 10%]
<i>Dirofilaria immitis</i>	5% (3/66)	[2 – 13%]
<i>Babesia spp.</i>	26% (17/66)	[17 – 37%]
Micoplasmas hemotrópicos	55% (36/66)	[43 – 66%]

No Verão, 64% (42/66) [IC 95%: 52 – 74%] das amostras apresentava pelo menos um agente e 5% (3/66) [IC 95%: 2 – 13%] dois. A maior prevalência verificou-se para os micoplasmas hemotrópicos, sendo de 61% (40/66). Seguiu-se *Babesia* spp., com uma prevalência de 5% (3/66). Por último, o estudo mostrou prevalências de 0% (0/66) e de 3% (2/66) para *Acanthocheilonema* spp. e *Dirofilaria immitis*, respectivamente (Tabela 23).

**Tabela 23** – Caracterização da prevalência e frequência dos vários agentes e respectivos intervalos de confiança no Verão.

<b>Parasita</b>	<b>Prevalência (Frequência)</b>	<b>IC 95%</b>
<i>Acanthocheilonema</i> spp.	0% (0/66)	[0 – 6%]
<i>Dirofilaria immitis</i>	3% (2/66)	[0,8 – 10%]
<i>Babesia</i> spp.	5% (3/66)	[2 – 13%]
Micoplasmas hemotrópicos	61% (40/66)	[49 – 72%]

No Outono, 77% (51/66) [IC 95%: 66 – 86%] das amostras exibiram pelo menos um agente e 6% (4/66) [IC 95%: 2 – 15%] dois. A maior prevalência verificou-se para micoplasmas hemotrópicos, sendo de 74% (49/66). Seguiu-se *Babesia* spp., com uma prevalência de 3% (2/66). Por último, o estudo mostrou prevalências de 0% (0/66) e de 6 % (4/66) para *Acanthocheilonema* spp. e *Dirofilaria immitis*, respectivamente (Tabela 24).

**Tabela 24** – Caracterização da prevalência e frequência dos vários agentes e respectivos intervalos de confiança no Outono.

<b>Parasita</b>	<b>Prevalência (Frequência)</b>	<b>IC 95%</b>
<i>Acanthocheilonema</i> spp.	0% (0/66)	[0 – 6%]
<i>Dirofilaria immitis</i>	6% (4/66)	[2 – 15%]
<i>Babesia</i> spp.	3% (2/66)	[1 – 10%]
Micoplasmas hemotrópicos	74% (49/66)	[63 – 83%]



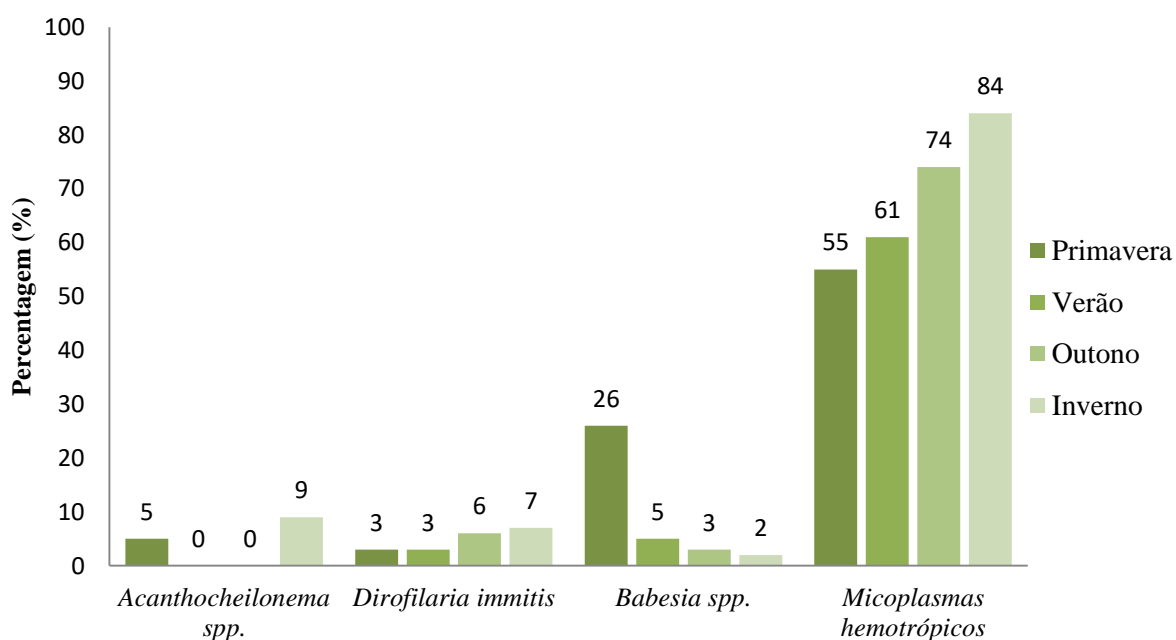
No Inverno, 87% (59/68) [IC 95%: 73 – 93%] das amostras apresentaram pelo menos um agente e 15% (10/68) [IC 95%: 8 – 25%] dois. A maior prevalência verificou-se para os micoplasmas hemotrópicos, sendo de 84% (57/68). Seguiu-se *Acanthocheilonema* spp. e *Dirofilaria immitis*, com prevalências de 9% (6/68) e de 7% (5/68), respectivamente. Por último, verificou-se que *Babesia* spp. revelou uma prevalência de 2% (1/68) (Tabela 25).

**Tabela 25** – Caracterização da prevalência e frequência dos vários agentes e respectivos intervalos de confiança no Inverno.

Parasita	Prevalência (Frequência)	IC 95%
<i>Acanthocheilonema</i> spp.	9% (6/68)	[4 – 18%]
<i>Dirofilaria immitis</i>	7 % (5/68)	[3 – 16%]
<i>Babesia</i> spp.	2% (1/68)	[0,3 – 8%]
Micoplasmas hemotrópicos	84% (57/68)	[73 – 91%]

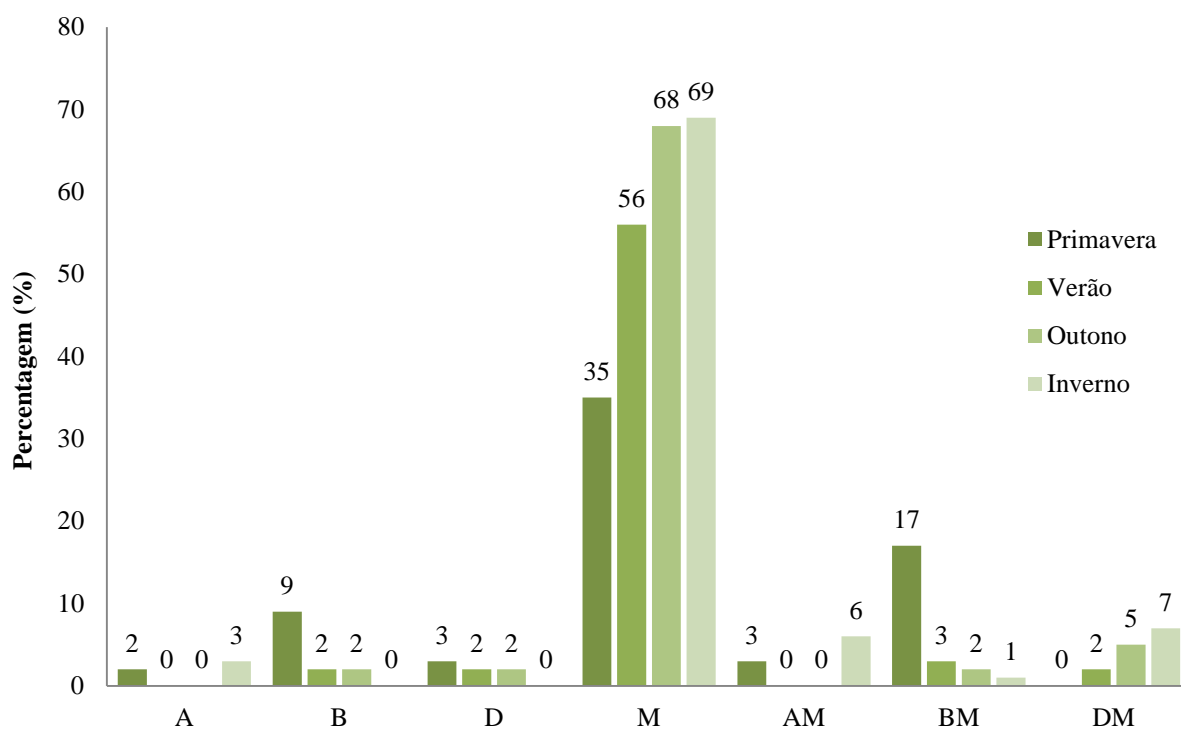
No Gráfico 15 podem ser observadas as prevalências de cada agente em cada estação do ano.

**Gráfico 15** – Prevalência de cada agente em cada estação do ano



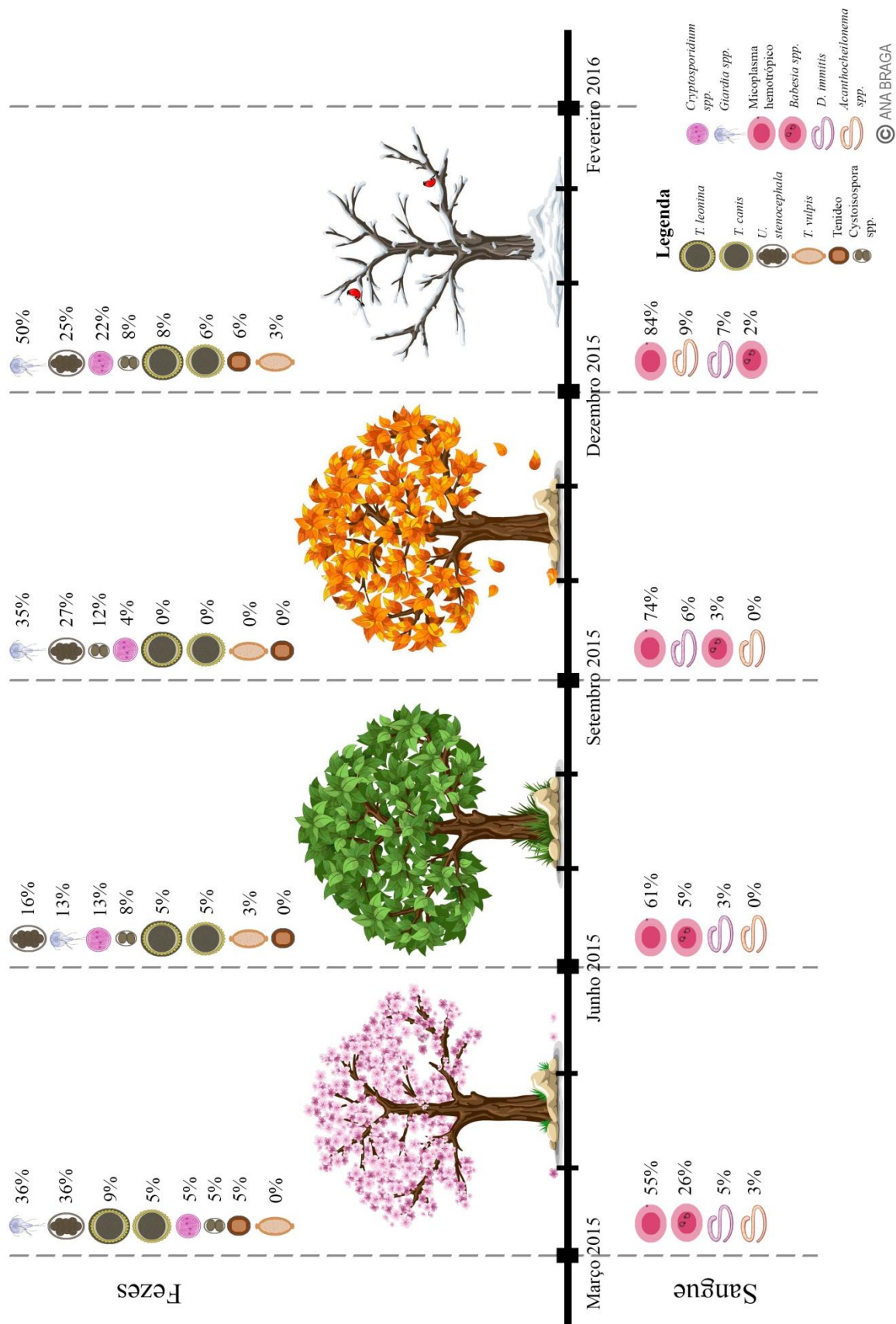
No gráfico 16 estão apresentadas as prevalências dos vários tipos de infecções únicas e de co-infecções, onde as letras A, B, D, M significam *Acanthocheilonema* spp., *Babesia* spp., *Dirofilaria immitis* e micoplasmas hemotrópicos, respectivamente.

**Gráfico 16** – Prevalências de infecções únicas e mistas por estação do ano, onde: A – *Acanthocheilonema* spp.; B – *Babesia* spp.; D – *Dirofilaria immitis*; M – Micoplasmas hemotrópicos.



Na figura 29 estão resumidas as prevalências em cada estação dos diferentes agentes observados neste estudo.

**Figura 28** – Prevalências por estação do ano (original).



### 3.7. Análise estatística dos resultados

#### 3.7.1. Parasitas Gastrointestinais

Em relação à variação de parasitas em cada canil, foi possível verificar que existe uma relação estatisticamente significativa entre a presença do parasita e o canil de onde foi recolhida a amostra apenas para *U. stenocephala* ( $X^2 = 42,8$ ; g.l.= 2;  $p < 0,001$ ) e *T. vulpis* ( $X^2 = 7,7$ ; g.l.= 2;  $p < 0,05$ ). Esta significância não se verificou para *T. canis* ( $X^2 = 3,4$ ; g.l.= 2;  $p = 0,18$ ), *T. lenina* ( $X^2 = 0,8$ ; g.l.= 2;  $p = 0,66$ ), Tenídeos ( $X^2 = 2,8$ ; g.l.= 2;  $p = 0,25$ ), *Cystoisospora* spp. ( $X^2 = 1,6$ ; g.l.= 2;  $p = 0,44$ ), *Giardia* spp. ( $X^2 = 1,3$ ; g.l.= 2;  $p = 0,5$ ) e *Cryptosporidium* spp. ( $X^2 = 0,27$ ; g.l.= 2;  $p = 0,87$ ). A presença de infecções únicas, com dois, três ou quatro agentes mostrou ter uma relação estatisticamente significativa com o canil de origem ( $X^2 = 19,6$ ; g.l.= 8;  $p < 0,05$ ).

Em relação às estações do ano, apenas *Giardia* spp. mostrou uma relação estatisticamente significativa entre a estação do ano e a presença de infecção ( $X^2 = 11,7$ ; g.l.= 3;  $p < 0,01$ ). Isto já não se verificou para *U. stenocephala* ( $X^2 = 4,01$ ; g.l.=3;  $p = 0,26$ ), *T. canis* ( $X^2 = 1,4$ ; g.l.=3;  $p = 0,7$ ), *T. lenina* ( $X^2 = 2,5$ ; g.l.=3;  $p = 0,48$ ), *T. vulpis* ( $X^2 = 1,2$ ; g.l.= 3;  $p = 0,75$ ), Tenídeos ( $X^2 = 3,4$ ; g.l.=3;  $p = 0,33$ ), *Cystoisospora* spp. ( $X^2 = 0,8$ ; g.l.= 3;  $p = 0,8$ ) e *Cryptosporidium* spp. ( $X^2 = 6,3$ ; g.l.= 3;  $p = 0,099$ ). A presença de infecções únicas, com dois, três ou quatro agentes não apresentou relação estatisticamente significativa com a estação em que a amostra foi recolhida ( $X^2 = 18,1$ ; g.l. = 12;  $p = 0,1$ ).

#### 3.7.2 Parasitas Sanguíneos

Em relação à variação de parasitas em cada canil, foi possível verificar que existe uma relação estatisticamente significativa entre a presença do parasita e o canil de onde foi recolhida a amostra apenas para *Acanthocheilonema* spp. ( $X^2 = 18,4$ ; g.l.= 2;  $p < 0,001$ ). Esta relação não se verificou para *Dirofilaria immitis* ( $X^2 = 1,2$ ; g.l. = 2;  $p = 0,5$ ), *Babesia* spp. ( $X^2 = 5,1$ ; g.l.= 2;  $p = 0,08$ ), micoplasmas hemotrópicos ( $X^2 = 2,7$ ; g.l.= 2;  $p = 0,27$ ), nem para a presença de pelo menos um parasita sanguíneo ( $X^2 = 4,6$ ; g.l. = 4;  $p = 0,3$ ). A presença de infecções únicas ou mistas mostrou ter uma relação estatisticamente significativa com o canil de origem ( $X^2 = 33,4$ ; g.l. = 14;  $p < 0,01$ ).

Foi revelada uma relação estatisticamente significativa entre a estação do ano e a presença de infecção no caso de *Acanthocheilonema* spp. ( $X^2 = 11,1$ ; g.l.= 3;  $p < 0,05$ ), *Babesia* spp. ( $X^2 = 32,94$ ; g.l.= 3;  $p < 0,001$ ) e micoplasmas hemotrópicos ( $X^2 = 16,3$ ; g.l.= 3;  $p < 0,01$ ). Esta situação não se verificou para *Dirofilaria immitis* ( $X^2 = 2,1$ ; g.l = 3;  $p = 0,56$ ). A presença de pelo menos um parasita sanguíneo mostrou ter uma relação estatisticamente significativa com

a estação em que foi efectuada a colheita ( $X^2 = 21,2$ ; g.l. = 6;  $p < 0,01$ ). O mesmo se verificou para a presença de infecções únicas ou mistas ( $X^2 = 66,3$ ; g.l. = 21;  $p < 0,001$ ).

## **4. Discussão**

### **4.1. Caracterização da Amostra**

Neste estudo foram analisadas 122 amostras fecais e 266 amostras sanguíneas de cães de canis do distrito de Beja. Das amostras sanguíneas, foi possível identificar os indivíduos, sendo que se conseguiu uma amostra equilibrada relativamente ao género (49% de fêmeas e 51% de machos). Quanto ao porte e idade dos animais, a maioria foram adultos de porte médio. Dado que os animais de canil foram errantes durante algum tempo, não se conhecendo o historial sanitário, e possivelmente estiveram bastante tempo sem qualquer cuidado veterinário, incluindo tratamentos antiparasitários, estes animais apresentam um risco grande para a exposição a agentes parasitários, constituindo um perigo para a saúde pública (Abere et al., 2013).

### **4.2. Resultados Globais**

#### **4.2.1. Amostras Fecais**

Neste estudo, 63% das amostras estavam infectadas com pelo menos um parasita gastrointestinal. Em Portugal, observou-se uma prevalência mais aproximada em cães de canil, em Vila Franca de Xira (72,5%, Santos (2014)). Prevalências inferiores foram observadas em Lisboa (33%, Ferreira (2015)), Beja (8,5%, Nunes (2014)) e Bragança (21,4% em protozoários, Leal (2015)). Félix (2015) observou uma prevalência de 25% para parasitas gastrointestinais em cães de canil. No México (26,5%, Torres-Chablé et al. (2015)), Egipto (7,5% em cães polícias e 40% em cães com proprietário, Ahmed, Mousa, Aboelhadid & Tawfik (2014)), Tailândia (40,1% Pumidonming et al. (2016) e 36,2% Rojekittikhun et al. (2014)) e Austrália (23,9%, Palmer et al. (2008)) a prevalência de parasitas gastrointestinais foi inferior, enquanto na África do Sul (82,5%, Mukaratirwa & Singh (2010)) a prevalência foi superior. Assim e pela avaliação da bibliografia, podemos considerar que os animais dos canis do distrito de Beja apresentam uma prevalência elevada de parasitas gastrointestinais, pois cerca de dois terços estavam parasitados.

Das amostras positivas verificou-se uma prevalência de 49% de nemátodes, 4% de céstodes (53% de helmintes) e 69% de protozoários. Em Portugal, noutro estudo observaram-se valores superiores para os nemátodes (68%), seguido dos protozoários (34%) e por fim céstodes (14%) (Félix, 2015). No México, Torres-Chablé et al. (2015), registaram-se prevalências superiores em helmintes (19,2%) do que em protozoários (7,3%). O mesmo se verificou na

África do Sul (93,1% de helmintes e 6,9% protozoários, Mukaratirwa & Singh (2010)) e Tailândia (35,7% de helmintes e 2,8% protozoários, Rojekittikhun et al. (2014)).

Constatou-se ainda que uma prevalência de 25% apresentava infecções mistas, isto é, estavam parasitadas com pelo menos dois agentes, 3% com pelo menos três agentes e 0,8% com quatro agentes. Em Portugal, mais concretamente em Vila Franca de Xira, verificou-se uma prevalência de 41,25% para infecções mistas, sendo que 35% foi por dois parasitas e 6,25% por três. No México, não foram observadas infecções mistas (Torres-Chablé et al., 2015) e, na África do Sul, observaram-se 15% de infecções com dois agentes e 2,1% de infecções múltiplas (Mukaratirwa & Singh, 2010). Em relação às infecções mistas, podemos considerar que os nossos resultados estão abaixo dos níveis encontrados em Portugal, mas acima dos outros países.

Em relação a infecções únicas, verificou-se que 38% das amostras estavam infectadas com apenas um agente. Na África do Sul as infecções únicas também foram o tipo de infecção mais comum (41,7%) (Mukaratirwa & Singh, 2010). Em relação às infecções únicas, pode considerar-se que à semelhança de outros países, são também a situação mais frequente de parasitismo gastrointestinal.

A maioria dos estudos não revela números de contagens de ovos, por este motivo os dados disponíveis para comparação com resultados obtidos são escassos.

Neste estudo observaram-se contagens médias de *U. stenocephala* de 488 OPG na Primavera, 133 OPG no Verão, 243 OPG no Outono e 122 OPG no Inverno. Silva (2010) relatou contagens de 654 OPG para ancilostomatídeos em cães, tendo sido a Primavera a estação mais próxima deste valor nos nossos resultados.

Nesta pesquisa as contagens médias detectadas para *T. canis* foram de 100 OPG, 975 OPG e 75 OPG, na Primavera, Verão e Inverno, respectivamente, não tendo sido observadas amostras positivas no Outono. Silva (2010) reportou contagens de ovos de 900 OPG para este parasita em canídeos, tendo sido o Verão a estação com valores mais próximos nos nossos resultados.

No trabalho aqui apresentado assinalaram-se contagens médias de 200 OPG, 175 OPG, e 50 OPG para *T. leonina*, respectivamente, na Primavera, Verão e Inverno, não tendo sido observadas amostras positivas no Outono. Silva (2010) observou contagens de 200 OPG para *T. leonina* em cães, tendo sido igual ao valor que encontrámos na Primavera e semelhante ao do Verão.

#### 4.2.2. Amostras Sanguíneas

Neste estudo, verificou-se que 74,3% das amostras estavam infectadas com pelo menos um agente. Em Loures (95%, Duarte (2016)), e Vila Franca de Xira (90%, Santos (2014)) foram observadas prevalências superiores. Vidal (2013) observou prevalências inferiores (6,2%) em cães militares.

Documentou-se ainda uma prevalência de 11,3% de infecções mistas (todas com dois agentes). Vidal (2013) não encontrou nenhuma infecção mista, sendo que, Duarte (2016) (68,3%) e Santos (2014) (76,4%) observaram prevalências de infecções mistas superiores.

#### 4.3. Resultados por canil

O canil com maior prevalência de parasitas gastrointestinais (87%) e de infecções mistas (42%) foi o CI, podendo isto ser explicado pelo facto de não serem tomadas medidas de profilaxia e por ser um canil que recolhe animais de uma grande variedade de concelhos, encontrando-se assim, no mesmo espaço, animais de origens muito diferentes. A relação entre a existência de pelo menos um parasita e o canil de origem foi estatisticamente significativa, ou seja, o CI é realmente o canil onde o parasitismo foi mais facilmente assinalado ( $X^2 = 19,6$ ; g.l. = 8;  $p < 0,05$ ).

Em relação às amostras sanguíneas, verificou-se também que o canil com maior prevalência de infecções foi o CI (86% das amostras estavam infectadas com pelo menos um agente), sendo tal justificado com a mesma explicação que foi referida para as amostras fecais. A relação entre a presença de pelo menos um parasita sanguíneo e o canil não foi estatisticamente significativa ( $X^2 = 4,6$ ; g.l. = 4;  $p = 0,3$ ). O canil com maior prevalência de infecções mistas foi o CF (sendo a relação estatisticamente significativa ( $X^2 = 33,4$ ; g.l. = 14;  $p < 0,01$ )), apesar de ser o canil que toma mais medidas de prevenção. Isto pode ser causado pelo facto de, neste canil, o número de amostras recolhidas ter sido muito inferior ao dos outros canis.

#### 4.4. Parasitas gastrointestinais

Neste estudo, a prevalência de ancilostomatídeos (todos eles do género *Uncinaria*) foi de 25%. Em Portugal, em Lisboa (17%, Ferreira (2015)) e Vila Franca de Xira (15% em *A. caninum* e 16,25% em *U. stenocephala*, Santos (2014)) as prevalências observadas foram semelhantes. Em Cantanhede (40,9% Cardoso et al. (2014)) e Ponte de Lima (44,59% amostras do ambiente, 31,28% cães de quinta, 70,3% cães de caça, Mateus et al. (2014)), as prevalências foram superiores para ancilostomatídeos. Pelo contrário, em Évora (7,8% em cães com proprietário e 4,1% em cães de canil para *Ancylostoma* sp., Ferreira et al. (2011)),

Beja (0,8% *U. stenocephala*, Nunes (2014)) e num outro estudo em Lisboa (9,5%, Lebre (2011)) as prevalências foram inferiores às observadas neste estudo. Félix (2015) observou prevalências de Ancilostomatídeos de 11% em cães de canil. Prevalências semelhantes às do estudo apresentado observaram-se no Brasil (19,4%, Heukelbach et al. (2012)) e nos EUA (23,4%, Tashina, James, Jeffrey & Charles (2011)), porém foram em *A. caninum*. Na Tailândia (21,3%, Pumidonming et al. (2016)) e na Sérvia (24,5%, Nikolić et al. (2008)) verificaram-se prevalências semelhantes de ancilostomatídeos.

Na Alemanha (5,5%, Rehbein et al. (2016)), Itália (8,2%, Simonato et al. (2015)), Inglaterra (1,7% *U. stenocephala* e 0,58% *Ancylostoma* spp., Wright, Stafford & Coles (2014)), Dinamarca (7,3% *U. stenocephala*, Al-Sabi et al. (2013)) e Grécia (2,8%, Papazahariadou et al. (2007)) as prevalências observadas foram inferiores.

Por outro lado, a Polónia (36%, Bajer, Bednarska & Rodo (2011)), o Estado de Samoa (92,6%, Carslake, Hill, Sjolander, Prattley & Acke (2012)), Ilha de São Pedro (Terra Nova, França) (47,4%, Bridger & Whitney (2009)) e diferentes cidades da Índia (39,1%; 45,5%; 70,2%, Traub, Pednekar, Cuttall, Porter & Abd Megat Rani (2014)) apresentaram prevalências superiores.

Em Inglaterra, pôde-se constatar que Wright et al. (2014) observaram prevalências superiores para *U. stenocephala* em relação a *Ancylostoma* spp., à semelhança do que aconteceu no estudo aqui apresentado. Já na Roménia (17,3% *A. caninum* e 13,5% *U. stenocephala*, Mircean, Györke & Cozma (2012)), no México (15,9% *A. caninum* e 0,3% *Uncinaria* sp. em cães com proprietário, Torres-Chablé et al. (2015) e 82,9% *A. caninum* 35,1% *U. stenocephala* em cães de canil, Nakamoto, Scorza, Domingez, Salas & Lappin (2014)) e Itália (2% *A. caninum* e 1,25% *U. stenocephala*, Riggio, Mannella, Ariti & Perrucci (2013)) registaram-se prevalências superiores para *A. caninum*. De salientar os estudos referidos acima do México, por se encontrarem prevalências superiores no efectuado em cães de canil do que no realizado em cães com proprietário.

Pela análise destas referências podemos constatar que os Ancilostomatídeos são dos parasitas mais frequentes, cujos valores de prevalência se situam num nível médio, sendo a espécie *U. stenocephala* a mais reportada na maioria dos trabalhos, à semelhança dos nossos resultados.

O canil com maior prevalência de ancilostomatídeos (todos eles do género *Uncinaria*) foi o CI, com 68%, seguindo-se o CF, com 25% e o CA, com 8,4%, sendo a relação entre a existência de infecção e o canil de origem estatisticamente significativa ( $X^2 = 42,8$ ; g.l. = 2;  $p < 0,001$ ). Estes resultados podem ser justificados pelo facto de o CI ser o canil com população mais jovem e o CA com a população mais envelhecida, pois as infecções por ancilostomatídeos são mais comuns em animais mais jovens.



Apesar de as prevalências não terem sido baixas, a espécie de ancilostomatídeo encontrada não é zoonótica, nem é a mais patogénica em canídeos.

Nesta pesquisa, foi observada uma prevalência de *Toxocara canis* (4% (5/122)) inferior à de *T. leonina* (6% (7/122)). Esta situação verificou-se também em Lisboa (0,5% para *Toxocara* spp. e 1% para *T. leonina*, Ferreira (2015); 4,5% para *T. leonina* e 2,8% para *T. canis*, Lebre (2011)). Prevalências superiores de *Toxocara* spp. em relação a *T. leonina* observaram-se em Ponte de Lima (7,43% em amostras recolhidas do ambiente; 11,28% em cães de quinta; 10,89% em cães de caça para *Toxocara* spp. e 0,68% em amostras recolhidas do ambiente; 0% em cães de quinta; 0% em cães de caça para *T. leonina* – Mateus et al. (2014)) e no Porto (5,1% em cães sem sinais de doença gastrointestinal (DGI); 7,8% em cães com DGI para *T. canis* e 0,6% em cães sem sinais de DGI; 0,5% cães com DGI para *T. leonina* – Neves et al. (2014)). Félix (2015) observou prevalências superiores de *Toxocara* spp. (5%) em relação a *T. leonina* (1,5%) em cães de canis de Portugal Continental. Em Vila Franca de Xira (15%, Santos (2014)) e Cantanhede (8%, Cardoso et al. (2014)) observaram-se prevalências superiores às do presente estudo para *T. canis*.

Em Évora verificou-se que, para ambos os parasitas a prevalência foi maior em cães com proprietário do que em cães de canil (1,3% para *T. canis* e 1,3% para *T. leonina* (cães com proprietário) e 0% para *T. canis* e 0% para *T. leonina* (cães de canil) – Ferreira et al. (2011)). Na Holanda foram observadas prevalências semelhantes às do estudo apresentado para *Toxocara* sp. (4,6%, Nijssse, Ploeger, Wagenaar & Mughini-Gras (2015)).

No Japão, as prevalências apresentadas foram superiores para *T. leonina* em relação a *T. canis*, em cães de canil (0,2% para *T. canis* e 0,9% para *T. leonina*, Itoh et al. (2015)). Por sua vez, na Alemanha (6,7% *T. canis* e 3,6% *T. leonina*, Rehbein et al. (2016) e 4% *T. canis* e 0,4% *T. leonina*, Becker, Rohen, Epe & Schnieder (2012)), Roménia (26,9% *T. canis* e 1,9% *T. leonina*, Mircean et al. (2012)) e Itália (13% *T. canis* 1,7% *T. leonina*; Riggio et al. (2013), verificou-se o contrário.

O canil com maior prevalência *Toxocara canis* foi o CI, com 10%, seguindo-se o CA, com 2,4% e o CF não teve nenhuma amostra positiva. Em relação a *T. leonina*, o CF teve uma prevalência de 12%, o CI de 6% e o CA 5%. De facto, estes não são os resultados que seriam de esperar, uma vez que no CA existem HPs em contacto com os canídeos e, é este o canil que toma menos medidas profiláticas. Provavelmente, a grande diversidade de origens e de estatutos sanitários dos canídeos, antes de darem entrada no CI, poderão explicar os resultados obtidos para *T. canis* neste canil. Contudo, estes resultados não se demonstraram estatisticamente significativos para ambos os parasitas (*T. canis* ( $X^2=3,4$ ; g.l.= 2;  $p = 0,18$ ), *T. leonina* ( $X^2 = 0,8$ ; g.l.= 2;  $p = 0,66$ )).

*T. canis* é responsável pela forma mais comum de larva migrante visceral no homem (Urquhart et al., 1996), pelo que é necessário tomar medidas de controlo deste parasita, quer ao nível dos hospedeiros, quer ao nível do ambiente.

No presente estudo, a prevalência de *T. vulpis* foi de 2% (2/122). Em Portugal, foram encontradas prevalências baixas em Évora (em cães de canil (2%) e com proprietário (0%), Ferreira et al. (2011)), Lisboa (1,1%, Lebre (2011)) e no Porto (1,1% em cães sem sinais clínicos e 2,6% em cães com DGI, Neves et al. (2014)). Félix (2015) observou prevalências semelhantes em canis de Portugal Continental (1,5%). Em Cantanhede (29,9% em cães de quinta, Cardoso et al. (2014)) e Ponte de Lima (34,46% em amostras recolhidas do ambiente; 32,82% em cães de quintas; 49,5% em cães de caça, Mateus et al. (2014)) e Vila Franca de Xira (11,25%, Santos (2014)) as prevalências foram bastante mais elevadas. As prevalências foram também baixas na Alemanha (3%, Rehbein et al. (2016)), Itália (3,63%, Zanzani et al. (2014)) e na Índia (0%, Traub et al. (2014)). Prevalências superiores foram encontradas na Sérvia (47%, Nikolić et al. (2008)), Roménia (11,5%, Mircean et al. (2012)) e Austrália, em cães de canil (13%, Jenkins et al. (2014)).

Vários estudos mostram prevalências maiores em animais de canil. Em Portugal, foram observadas prevalências superiores em cães de canil (2%), quando comparado com cães com proprietário (0%), em Évora (Ferreira et al. (2011)). Em Itália (29,2% em cães de canil, Simonato et al. (2015) e 3,3% em cães com proprietário, Riggio et al. (2013)) e no México (14,4%, em cães de canil, Nakamoto et al. (2014) e 0,3%, em cães com proprietário, Torres-Chablé et al. (2015)), verificou-se também uma prevalência mais elevada, em cães de canil.

Os valores de prevalência de *T. vulpis* obtidos neste trabalho são muito próximos dos observados na maioria dos trabalhos efectuados em canis em Portugal, em particular a sul do Tejo, apresentando inclusive a mesma prevalência que em canis de Évora, como reportado por Ferreira et al. (2011).

No presente estudo, o canil com maior prevalência de *T. vulpis* foi o CF, com 12%, seguindo-se o CI, com 3% e o CA não teve nenhuma amostra com presença de ovos. A relação entre a existência de infecção e o canil de origem evidenciou ser estatisticamente significativa ( $X^2 = 7,7$ ; g.l.= 2;  $p < 0,05$ ). A existência de infecção mesmo nos canis com mais cuidados de higiene pode ser justificada pela longevidade dos ovos de *T. vulpis* (depois de 3-4 anos podem sobreviver como foco de infecção nos canis), que ajuda a perpetuar a contaminação ambiental e a infecção dos canídeos (Urquhart et al., 1996).

Neste estudo não foi observado nenhum ovo de *Dipylidium caninum* e em 2,5% (3/122) das amostras encontraram-se ovos de tenídeos. As baixas prevalências de céstodes podem ser

explicadas pelo facto de a frequência destas infecções ser subestimada, pois os proglotes (e os ovos) são distribuídos por focos no material fecal (CAPC, 2013).

Em Portugal, em Lisboa (0,6% Tenídeos e 1,1% *D. caninum*, Lebre (2011)), Cantanhede (1,7% para *Taenia* spp., Cardoso et al. (2014)) e Ponte de Lima (0,68% em cães de rua, 1,02% em cães de quinta e 0,99% em cães de caça para *D. caninum* e 0,34% em cães de rua, 0,51% em cães de quinta, 1,98% em cães de quinta para tenídeos, Mateus et al. (2014)) as prevalências foram baixas, à semelhança do estudo aqui apresentado. Félix (2015) detectou prevalências semelhantes (3,5% para Taeniidae) em canídeos de canis. Em Vila Franca de Xira (10%, Santos (2014)) a prevalência de tenídeos foi um pouco maior. Em Espanha (1,1% em tenídeos, Ortuño et al. (2014)), Itália (1,6% *D. caninum*, Simonato et al. (2015); 0,43% *D. caninum*, Zanzani et al. (2014); 0,4% em tenídeos e 1,25% em *D. caninum*, Riggio et al. (2013)), Grécia (0,3% *D. caninum*, Papazahariadou et al. (2007)), Alemanha (4,2% tenídeos, Rehbein et al. (2016)), Dinamarca (1,3% tenídeos, Al-Sabi et al. (2013)) e Roménia (1,9% *D. caninum*, Mircean et al. (2012)) foram observadas prevalências igualmente baixas em céstodes. No Brasil (36,8%, (Heukelbach et al. (2012)) as prevalências de *D. caninum* foram superiores. Na Argentina (30,5%, Amaya et al. (2016)) e no País de Gales (10,6%, Mastin et al. (2011)) reportaram-se prevalências superiores, em particular de *E. granulosus*.

Em termos globais os resultados obtidos estão próximos dos apresentados na maioria dos estudos mais recentes em Portugal e noutros países europeus, uma vez que os valores de prevalência são baixos para a infecção por tenídeos.

Neste estudo, o canil com maior prevalência de ovos de tenídeo foi o CI, com 6%, seguindo-se o CA, com 1% e o CF não teve nenhuma amostra com presença de ovos. No entanto, a relação entre a existência de infecção e o canil de origem não foi estatisticamente significativa ( $X^2 = 2,8$ ; g.l.= 2;  $p = 0,25$ ). É importante referir que a existência de infecção é influenciada por factores como a região geográfica e a susceptibilidade do animal à ingestão de HIs infectados (CAPC, 2013). Contudo, neste caso, é difícil avaliar a exposição a HIs, pois não se conhece a história dos animais antes de estarem no canil.

É importante tomar medidas de higiene adequadas, pois estes ovos podem ser de *Echinococcus* spp., sendo assim um risco para a saúde pública, dado que os seres humanos podem infectar-se pela ingestão accidental de ovos nas fezes de cães (Dhaliwal & Juyal, 2013). Neste estudo, verificou-se uma prevalência de 8% (10/122) de *Cystoisospora* spp. Este valor é idêntico ao revelado por Félix (2015) em cães de canis de Portugal Continental. Em Portugal, observaram-se prevalências semelhantes em Lisboa (10,1%, Lebre (2011)), Cantanhede (4%, Cardoso et al. (2014)), Ponte de Lima (3,04% em amostras recolhidas do ambiente, 1,54% em cães de quinta e 4,95% em cães de caça, Mateus et al. (2014)), Porto (8% em cães sem sinais

clínicos e 13,5% em cães com doença GI para *C. canis*, Neves et al. (2014)) e Évora (5,2% cães com proprietário e 6,1% cães de canil, Ferreira et al. (2011)). Num outro estudo, mais recente, em Lisboa (1%, Ferreira (2015)), a prevalência observada foi menor. Em Itália (5,7%, Simonato et al. (2015)), Grécia (3,9%, Papazahariadou et al. 2007), República Checa (2,4%, Dubná et al. (2007)) e Alemanha (0,6% *C. canis*, Rehbein et al. (2016)) as prevalências foram também baixas. Em Espanha (10,22% *Cystoisospora* spp. e 22% *C. canis*, Martínez-Moreno et al. (2007)) e França (19,8%, Osman et al. (2015)) as prevalências observadas foram mais elevadas.

É importante ainda referir um estudo na Bélgica, que mostrou prevalências superiores em animais de canil, quando comparados com cães com proprietário ou com problemas GI (2% cães com proprietário, 26,3% cães de canil 8,8% Cães com problemas GI, Claerebout et al. (2009)).

Os resultados obtidos vão ao encontro da maioria dos estudos efectuados, uma vez que os dados de prevalência de *Cystoisospora* spp. são por regra baixos.

O canil com maior prevalência de *Cystoisospora* spp. foi o CI, com 13%, seguindo-se o CF, com 12% e o CA, com 6%. De facto, no CI a população canina é de um modo geral mais jovem, o que pode explicar a maior prevalência deste parasita, pois a maioria dos casos clínicos são diagnosticados em animais com menos de quatro meses de idade (ESCCAP, 2011). Contudo esta relação não foi estatisticamente significativa ( $X^2=1,6$ ; g.l.= 2;  $p=0,44$ ).

Neste estudo observaram-se prevalências de 33% (40/122) para *Giardia* spp. Em Portugal, reportaram-se prevalências semelhantes (47%) também em cães de canil, em Évora, contrastando com 0% observado em cães com proprietário (Ferreira et al. (2011)). Em Vila Franca de Xira (32,5%, Santos (2014)), também as prevalências observadas foram semelhantes. Em Lisboa (11%, Ferreira (2015)), Bragança (19,8%, Leal (2015)), Porto (15,5% em animais com doença GI e 7,4% em animais sem qualquer sinal, (Neves et al. (2014)) e Beja (8,5%, Nunes (2014)) as prevalências observadas foram mais baixas, ainda que um outro estudo em Lisboa (61,1%, Lebre (2011)) tenha revelado prevalências mais elevadas. Fernandes (2015) observou uma prevalência de 21,6% em Viseu. Em Espanha (37,4%, Ortuño et al. (2014)), França (25%, Osman et al. (2015)), Polónia (28%, Bajer et al. (2011)) e Roménia (34,6% para *G. duodenalis*, Mircean et al. (2012)) observaram-se prevalências semelhantes às do estudo aqui apresentado. Em Itália (15,1% em cães de canil, Simonato et al. (2015)), Grécia (4,3%, Papazahariadou et al. 2007), Inglaterra (21% em *G. duodenalis*, Upjohn et al. (2010)) e Alemanha (5,5%, Rehbein et al. (2016)) as prevalências observadas foram inferiores.

No estudo em Espanha acima referido (63% em cães de canil e 15,3% em cães de caça, Ortuño et al. (2014)) e na Bélgica (9,3% em cães com proprietário, 43,9% em cães de canil e 18,1% em cães com problemas GI, Claerebout et al. (2009)) foi também evidente que em animais de canil a prevalência foi superior.

Os resultados relativos a *Giardia* spp. vão ao encontro da maioria dos trabalhos efectuados em Portugal e noutros países europeus, nos quais este protozoário é dos parasitas mais assinalados, em particular no ambiente de canil.

O canil com maior prevalência de *Giardia* spp. foi o CA, com 36%, seguindo-se o CI, com 26% e o CF, com 25%. A transmissão deste parasita ocorre por via fecal-oral (Ballweber, 2001) e os animais diarreicos devem ficar sempre de quarentena. O CA é o canil com menos medidas de higiene e menos espaço físico, pelo que os animais, quer sejam recém-chegados ou diarreicos, não são mantidos em quarentena e a elevada densidade animal é propensa a uma fácil transmissão fecal-oral, podendo justificar assim a maior prevalência.

Contudo, a relação entre a existência de infecção e o canil de origem não mostrou ser estatisticamente significativa ( $X^2=1,3$ ; g.l.= 2;  $p = 0,5$ ).

Um estudo realizado em Portugal, em crianças, mostrou prevalências de *G. duodenalis* de 1,9% e 6,8% para técnicas diferentes de diagnóstico (esfregaço húmido e ELISA, respectivamente). As *assemblages* A e B, que geralmente causam infecções em seres humanos, não são comuns em canídeos; contudo, são encontradas, respectivamente, ocasional e raramente, em cães e gatos (ESCCAP, 2011), tornando possível a transmissão através de fezes de canídeos. Assim, é necessário tomar medidas de higiene e prevenção da contaminação fecal de fontes de alimentação e água e saneamento.

No presente estudo, a prevalência de *Cryptosporidium* spp. foi de 12% (15/122). Em Portugal observaram-se prevalências semelhantes em Lisboa (12%, Ferreira (2015); 14,8%, Lebre (2011)) e Vila Franca de Xira (11,25%, Santos (2014)). Em Bragança (2,4%, Leal (2015)), a prevalência registada foi inferior. Na Polónia (13%, Bajer et al. (2011)) e no Canadá (8% em cães de canil e 10% em cães em clínica, Uehlinger et al. (2013)) foram reportadas prevalências semelhantes. Em Itália (1,1%, Simonato et al. (2015); 0,2%, Paoletti et al. (2015)), França (2,6%, Osman et al. (2015)), Reino Unido (0,6%, Batchelor et al. (2008)), Grécia (2,8%, Papazahariadou et al. 2007), República Checa (1,4%, Dubná et al. (2007)) as prevalências apresentadas foram menores. Em Itália, um estudo mostrou prevalências superiores em cães de canil, quando comparadas com as de cães com proprietário (5% em cães de canil e 1,7% em cães com proprietário, Giangaspero, Iorio, Paoletti, Traversa & Capelli (2006)).

Globalmente, os resultados de *Cryptosporidium* spp. estão muito próximos dos já obtidos em Portugal e em muitos países europeus, revelando uma prevalência de nível médio, semelhante ao valor mais alto, obtido em canis de Lisboa.

O canil com maior prevalência de *Cryptosporidium* spp. foi o CA, com 13%, seguindo-se o CF, com 12% e o CI, com 10%. A transmissão ocorre via oral, por contaminação fecal da água e alimentos (Bowman, 2014) e os oocistos são muito resistentes, devendo-se reduzir o risco de infecções através de medidas de higiene rigorosas (Ballweber, 2001). O CA é o canil que apresenta menos medidas de higiene, sendo que em alguns compartimentos as fezes não são removidas diariamente, o que pode justificar a maior prevalência de infecções neste canil. Todavia, a associação entre esta infecção e o canil de origem não é estatisticamente significativa ( $X^2 = 0,27$ ; g.l.= 2;  $p = 0,87$ ).

O protozoário *C. parvum* é pouco específico para os seus hospedeiros (ESCCAP, 2011), sendo, assim, a espécie zoonótica mais comum (Bowman, 2014). As infecções com *C. felis* ou *C. canis* ocorrem, geralmente, apenas em seres humanos imunodeprimidos (ESCCAP, 2011). Assim, é necessário tomar medidas de precaução quando sabemos que existem infecções com este parasita em canídeos e não é conhecida a espécie em questão. Entre estas medidas, pode-se salientar a ingestão de vegetais e frutas bem lavados e de água fervida, filtrada ou engarrafada e medidas de higiene pessoal (lavar cuidadosamente as mãos depois de qualquer contacto com fezes) (Dhaliwal & Juyal, 2013).

#### **4.5. Parasitas cardiovasculares e sanguíneos**

No presente trabalho, a prevalência total de *Dirofilaria immitis* foi de 5% (13/266). Em Portugal foram reportadas prevalências superiores (27,3% em cães de canil e com proprietário no centro de Portugal, Vieira et al. (2014); 15,1% em cães de canil, Alho et al. (2014)). Também em Vila Franca de Xira (12,2% (teste rápido) e 10% (Knott), Santos (2014)) as prevalências observadas foram mais elevadas, com diferentes métodos de diagnóstico. Félix (2015) relatou prevalências gerais de 2,8%, sendo a registada no distrito de Beja de 8,9%, um valor mais próximo do encontrado neste trabalho. Prevalências semelhantes foram observadas por Cardoso et al. (2012) (3,6% em animais saudáveis e 8,9% em animais suspeitos de CVBD) e Maia et al. (2015) (9,4% no sul do país em cães saudáveis). Prevalências inferiores foram apresentadas por Vieira et al. (2015) (2,1% no Norte e Centro do país), Duarte (2016) (1,7% em Loures) e Vidal (2013) (0,8% em cães militares). Valores semelhantes foram obtidos na Grécia (4,1%, Diakou, Kapantaidakis, Tamvakis, Giannakis & Strus (2016)), em cães com proprietário, e superiores no Brasil

(11,54%, Ramos et al. 2016), nas Canárias (15,7% Montoya-Alonso et al. (2016)) e na Turquia (26,0%, Yaman Guzel, Koltas, Demirkazik & Aktas (2009)).

Na Alemanha (0,2%, Liesner et al. 2016) e no México (1,5%, Minor, Hill, Straatmann & Lappin 2016) foram observados valores inferiores em cães com proprietário.

Um estudo realizado na Sérvia (Filipovic et al. (2016)), mostrou uma menor prevalência em animais de canil (3%), quando comparados com cães errantes (11%), cães de caça (18%) e cães com proprietário que vivem no exterior (33%).

Neste estudo, foi observada uma prevalência de *Acantocheilonema* spp. de 3% (9/266), tendo-se observado valores semelhantes no Brasil (3,85%, Ramos et al. (2016)) em cães com proprietário. Em Portugal, mais concretamente em Vila Franca de Xira (11,25% em *A. reconditum*, Santos (2014)), foi obtida uma prevalência superior. Já na Alemanha, a prevalência deste parasita em cães com proprietário foi inferior (0,2%, Liesner et al. 2016).

Ferreira et al. (2015) referem que não foi detectada *D. repens* em Portugal, o que justifica a ausência deste parasita nas amostras observadas nesta pesquisa.

Em relação aos outros estudos, os dados obtidos relativos a *D. immitis* e *Acantocheilonema* spp. aproximam-se dos já registados para esta zona do Baixo Alentejo e outras zonas do sul do País. Ainda que não seja considerada uma zona endémica, verifica-se um resultado estável para estes filarídeos, contudo, menos expressivos que os resultados de Alho et al (2014) e Félix (2015).

Em cada canil a prevalência de *Dirofilaria immitis* foi de 5% (2/43), 5,5% (11/202) e 0% (0/21), no CI, CA e CF, respectivamente. Da informação recolhida no início deste estudo, em cada canil, é de salientar as medidas profiláticas e a realização do teste de rastreio de dirofilariose (e tratamento caso sejam positivos) no CF, vindo este demonstrar uma prevalência de 0%. Já no CI, os animais são desparasitados à entrada no canil, interna e externamente, apresentando este uma prevalência de 5%. No CA, os animais são desparasitados quando estão infestados de pulgas e carraças, mostrando este canil uma prevalência de 5,5%. Estes resultados estão de acordo com os obtidos na Rússia, num estudo realizado por Diakou et al. (2016), que evidenciou que, em animais sem tratamentos profiláticos a prevalência foi de 12,2%, enquanto nos cães que recebiam tratamentos profiláticos regulares, a prevalência diminuiu para 8,2%. Apesar destes resultados, a relação entre a presença deste parasita e o canil de origem não se mostrou estatisticamente significativa ( $X^2 = 1,2$ ; g.l. = 2;  $p = 0,5$ ).

Foram reportados vários casos de *D. immitis* em humanos (Ballweber, 2001), sendo assim importante tomar medidas de prevenção desta parasitose.

No estudo apresentado, a prevalência de *Babesia* spp. foi de 9% (23/266). Prevalências superiores foram encontradas no centro e norte do país (69,2% para *B. microti*-like e 1,1% para *B. canis* em raposas vermelhas, Cardoso et al. (2013)), em Vila Franca de Xira (57,5%, Santos (2014)) e Loures (23,3%, Duarte (2016)), ainda que Vidal (2013) tenha observado prevalências inferiores (1,6%), em cães militares, num estudo nacional. Um outro estudo em Portugal mostrou prevalências diferentes, consoante o método de diagnóstico (17,5% (IFI), 0% (esfregação sanguíneo), 42,5% (PCR), Caeiros (2012)). Isto pode justificar a baixa prevalência observada, pois também Vidal (2013) obteve uma baixa prevalência com a utilização de esfregaços sanguíneos.

Em Espanha, Miró et al. (2015) encontraram prevalências de 10% para *B. canis*, 2,5% para *B. gibsoni* e 62,5% para *B. microti*-like, em cães suspeitos de CVBD. Em Itália, a prevalência observada, em cães de canil, foi muito elevada (70% para *B. canis*, Pennisi et al. (2012)), contrastando com a encontrada em cães suspeitos de CVBD (20,7% para *B. canis* e 6,7% para *B. vogeli*, Solano-Gallego et al. (2008)) e cães com proprietário sem qualquer sinal (2,3% para *B. canis*, Cassini et al. (2009)). Em França, René-Martellet et al. (2015) detectaram prevalências de 12,9% *B. canis*, 13,6% *B. vogeli* e 0,7% *B. microti*-like em cães de canil e que se apresentaram em clínicas.

Um estudo realizado nos EUA, por Yeagley et al. (2009), com *B. gibsoni*, mostrou prevalências superiores em cães de luta (33,8%) em comparação com cães que não tinham história de lutas conhecida (0,5%), o que corrobora a teoria de que este parasita se transmite directamente de cão para cão, através de lutas (Irwin, 2010).

Os resultados relativos a *Babesia* spp. podem situar-se numa posição intermédia relativamente aos dados obtidos em Portugal e noutros países europeus, embora a sua pesquisa em esfregaços possa ter subestimado a sua real importância nesta zona do País.

A prevalência de *Babesia* spp. foi de 2% (1/43) no CI, 9% (18/202) no CA e 19% (4/21) no CF. Como referido anteriormente, a prevenção desta doença tem por base o controlo de infestações de carraças (Ballweber, 2001). Apesar de o CF ser o canil que toma mais medidas de desparasitação, foi o canil com maior prevalência observada. Contudo, isto pode ser justificado pelo facto de o resultado não ser estatisticamente significativo ( $X^2 = 5,1$ ; g.l. = 2;  $p = 0,08$ ).

Não foram reportados casos de infecção com as espécies de *Babesia* de canídeos em seres humanos (CVBD, 2016; ESCCAP, 2012), pelo que até ao momento não representam perigo para o Homem.

Nesta pesquisa, foi possível verificar que 68% (182/266) das amostras se revelaram positivas para micoplasmas hemotrópicos. É possível que *Mycoplasma haemocanis* seja mais comum



em cães de canil (CVBD, 2016). Em Portugal foram também observadas prevalências altas por Novacco et al. (2010), numa população de cães maioritariamente de canil (40% para *M. haemocanis* e de 0% para *M. haematoparvum*). Em contraste, Vidal et al. (2014) (2,3% em cães militares) e Duarte (2016) (16,6% em Loures, em cães de caça) observaram prevalências bastante inferiores. Estes dados, corroboram a ideia, anteriormente referida, de que a infecção é mais comum em cães de canil. As prevalências reportadas em Espanha (0,5% para *M. haemocanis* e 2% para *M. haematoparvum*, Novacco et al. (2010)) e Itália (3,7% para *M. haemocanis* e 5% *M. haematoparvum*, Novacco et al. (2010)) foram mais baixas.

Resultados elevados foram também encontrados no Brasil (44,7% para micoplasmas hemotrópicos, Vieira et al. (2015)), Austrália (43,6% para *M. haemocanis* e 20,5% para *M. haematoparvum*, Barker et al. (2012)) e EUA (30% para *M. haemocanis* e 32% para *Candidatus Mycoplasma haematoparvum*, Cannon et al. (2016)).

As prevalências observadas foram bastante inferiores na Alemanha (para micoplasmas hemotrópicos 17% e 18% em cães com proprietário e anémicos, respectivamente, Huebner, Vahlenkamp, Müller, & Langbein-Detsch (2006)) e na Grécia (5,6% para *M. haemocanis*, 4,2% para *Candidatus Mycoplasma haematoparvum* e 0,7% para infecções mistas, Tennant, Barker, Polizopoulou, Helps & Tasker (2011)).

Assim, estes agentes constituíram o grupo mais prevalente no presente trabalho, sendo relevante perceber que cerca de 70% das amostras apresentaram *Mycoplasma* spp., valor dos mais elevados em Portugal e noutros países europeus.

A prevalência de micoplasmas hemotrópicos foi de 77% (33/43) no CI, 68% (137/202) no CA e 57% (12/21) no CF. A menor prevalência deste parasita no CF poderia ser justificada pelos cuidados de desparasitação que são tidos neste canil. Este agente é transmitido por carraças (*R. sanguineus*) (Bowman, 2014), sendo, por esta razão, a infecção minimizada pelo controlo de ectoparasitas (CVBD, 2016). Contudo, a relação entre a presença deste parasita e o canil de origem não mostrou ser estatisticamente significativa ( $X^2 = 2,7$ ; g.l.= 2;  $p = 0,27$ ).

Até ao momento não existem casos notificados de hemoplasmose no homem (CVBD, 2016).

#### **4.6. Resultados por estações**

##### **4.6.1. Amostras fecais**

Apesar de *Uncinaria* sp. se distribuir nas áreas temperadas do norte (Ballweber, 2001), foi um dos parasitas mais observados ao longo do estudo, numa das áreas mais quentes do País. A maioria das infecções por ancilostomatídeos ocorre no fim da Primavera, Verão e no início do Outono, principalmente quando temperaturas amenas são acompanhadas de chuva (Bowman, 2014). Assim, podemos justificar a maior prevalência deste parasita na Primavera (36%),

seguindo-se o Outono (27%), o Inverno (25%) e por último o Verão (16%). No distrito de Beja, o Inverno não é rigoroso, tendo sido a temperatura máxima de 16,2°C, a temperatura mínima 8,1°C e a temperatura média 12,1°C, o que justifica a prevalência observada. Por outro lado, o Verão é muito quente e seco, o que leva a que exista menor prevalência nesta estação. Apesar disto, a relação entre existência de infecção e a estação do ano não foi estatisticamente significativa ( $X^2=4,01$ ; g.l.=3;  $p=0,26$ ).

A variação das condições climáticas ao longo do ano, como calor, humidade, precipitação e velocidade do vento, influenciam a viabilidade de ovos de helmintes (Glickman & Shofer, 1987) e a radiação tem um efeito degenerativo sobre eles (Katakura, Hamada & Kobayashi, 1986). Assim, a menor prevalência no Verão é explicada pelas condições adversas que se observam nesta estação.

Avcioglu & Burgu (2008), na Turquia, não observaram diferenças significativas de prevalências de *T. canis* entre a Primavera, Outono e Inverno, mas no Verão as prevalências foram inferiores quando comparadas com as outras estações. Blaszkowska, Wojcik, Kurnatowski & Szwabe (2013) relataram que não existe diferença significativa entre as amostras recolhidas em diferentes estações.

Pureza (2015) detectou maior número de ovos de *Toxocara* spp. nos meses de Fevereiro e Maio de 2013. Em Setembro os ovos apresentaram uma maior viabilidade (100%), seguindo-se os meses de Julho e Junho, contudo esta última correlação não foi estatisticamente significativa.

Neste estudo, no caso dos ovos de ascarídeos, na Primavera, observou-se uma prevalência de 9% para *T. leonina* e 5% para *Toxocara canis*; no Verão, ambos tiveram uma prevalência de 5%; no Outono, não foi encontrado nenhum ovo de ascarídeo e, no Inverno, verificaram-se prevalências de 8% e 6% para *T. leonina* e *T. canis*, respectivamente. Contudo, à semelhança do que aconteceu noutros estudos a relação entre a existência de infecção e a estação do ano não foi estatisticamente significativa, nem para *T. canis* ( $X^2=1,4$ ; g.l.=3;  $p=0,7$ ), nem para *T. leonina* ( $X^2=2,5$ ; g.l.=3;  $p=0,48$ ). Desta forma os resultados obtidos no presente trabalho vão ao encontro do reportado por outros estudos realizados.

As prevalências de *T. vulpis* foram de 3% no Verão e Inverno e de 0% na Primavera e no Outono. Os ovos de *T. vulpis* são muito resistentes (Bowman, 2014), o que pode explicar a existência de infecção quer no Verão, quer no Inverno. Contudo, a relação entre a existência de infecção e a estação do ano não foi estatisticamente significativa ( $X^2=1,2$ ; g.l.=3;  $p=0,75$ ). Na Primavera, a prevalência de tenídeos foi de 5%, no Verão, no Outono não foi observado nenhum ovo de tenídeo e no Inverno existiu uma prevalência de 6%. Contudo, além de as prevalências poderem ser subestimadas por os proglotes (e os ovos) estarem distribuídos em

focos (CAPC, 2013), a relação entre a existência de ovos e a estação do ano não foi estatisticamente significativa ( $X^2 = 3,4$ ; g.l.=3;  $p=0,33$ ).

Na Primavera, Verão, Outono e Inverno, as prevalências de *Cystoisospora* spp. foram de 5%, 8%, 12% e 8%, respectivamente; ainda assim, a relação entre a existência de infecção e a estação do ano não foi estatisticamente significativa. Na Argentina, Fontanarrosa, Vezzani, Basabe & Eiras (2005) também não observaram variação sazonal nas infecções com *Cystoisospora* spp.

Neste estudo, a prevalência de *Giardia* spp. foi superior no Inverno (50%), seguindo-se a Primavera (36%), o Outono (35%) e por último o Verão (13%). A maior prevalência foi observada no Inverno, o que pode ser explicado pelo facto de os quistos sobreviverem melhor em ambiente frio e húmido (Ballweber, 2001). A relação entre a presença de infecção e as estações do ano mostrou-se estatisticamente significativa ( $X^2 = 11,7$ ; g.l.= 3;  $p<0,01$ ).

É de salientar que, neste estudo, verificaram-se variações de sazonalidade estatisticamente significativas apenas para *Giardia* spp. Num estudo realizado na Argentina (Fontanarrosa et al., 2005), à semelhança do que aconteceu aqui, também se verificou a variação sazonal para *Giardia* spp. e o pico de infecção no Inverno, não tendo sido observadas variações para ancilostomatídeos, ascarídeos, *T. vulpis* e *Cystoisospora* spp.

Em relação a *Cryptosporidium* spp., este apresentou prevalências de 5%, 13%, 4% e 22% na Primavera, Verão, Outono e Inverno, respectivamente. Contudo, a associação entre a presença deste parasita e a estação do ano não foi estatisticamente significativa ( $X^2 = 6,3$ ; g.l.= 3;  $p=0,099$ ). O Inverno foi a estação com prevalência mais elevada, o que pode ser explicado pelo facto de ser a estação mais chuvosa, podendo, assim, os oocistos ser arrastados na água da chuva e contaminar as fontes de água e alimento. Além disso, como referido anteriormente, o Inverno no distrito de Beja não é rigoroso, não sendo as condições climáticas adversas.

O Inverno (81%) foi a estação com maior prevalência de amostras infectadas com pelo menos um parasita gastrointestinal, seguindo-se a Primavera (77%), o Outono (54%) e, por último, o Verão (45%). Também foi apenas no Inverno que se observaram infecções com mais de três parasitas. Estes resultados podem ser explicados pelo clima da região, pois o Verão, muito quente e seco, torna-se a estação com condições mais adversas, ao contrário do Inverno, que é ameno e é a estação com mais chuva, o que favorece a disseminação de parasitoses gastrointestinais. Contudo, a relação entre a existência de infecções únicas ou mistas e a estação do ano não foi estatisticamente significativa ( $X^2 = 18,1$ ; g.l. = 12;  $p=0,1$ ).

#### 4.6.2. Amostras sanguíneas

O Inverno foi a estação com maior prevalência de *Acanthocheilonema* spp. (9%) e *Dirofilaria immitis* (7%). Na Primavera, as prevalências foram de 3% e 5% para *Acanthocheilonema* spp. e *D. immitis*, respectivamente. No Verão e no Outono, a prevalência de *Acanthocheilonema* spp. foi de 0%, em ambas as estações, e a de *D. immitis* foi de 3% e 6 % em cada estação, respectivamente. A relação entre a presença de microfilárias no sangue e a estação do ano não foi estatisticamente significativa para *D. immitis* ( $X^2 = 2,1$ ; g.l = 3;  $p = 0,56$ ), mas foi para *Acanthocheilonema* spp. ( $X^2 = 11,1$ ; g.l.= 3;  $p < 0,05$ ). Contudo, uma vez que esta doença é transmitida por vector, a sazonalidade está, obviamente, relacionada com a sazonalidade do vector. Alho et al. (2014) registaram, em Portugal, um período sazonal de risco de 7 meses (Maio a Novembro) na transmissão de *D. immitis*. A maior prevalência de microfilárias no sangue, no Inverno, pode ser justificada mais uma vez pelo Inverno pouco rigoroso que caracteriza a região. Além disso, as alterações climáticas, devido ao aquecimento global, que estarão provavelmente a tornar a Dirofilariose Canina numa doença re-emergente em Portugal (Casimiro, Calheiros, Santos & Kovats, 2006; Alho et al., 2014), podem ser também uma causa para esta maior prevalência no Inverno. No entanto, e em específico para *D. immitis*, como as infecções dos canídeos começam em Março/Abril e como este parasita tem um PPP de 6-7 meses, seria expectável detectar um maior número de animais infectados com este filarídeo no Inverno.

Em relação a *Babesia* spp., a maior prevalência verificou-se na Primavera (26%), seguindo-se o Verão (5%), o Outono (3%) e por fim o Inverno (2%). Estes resultados podem estar relacionados com o facto de as estações da Primavera e Verão serem as estações em que normalmente se verificam mais infestações com carrças. Apesar de a relação entre a presença de parasitas no sangue e a estação ter sido estatisticamente significativa ( $X^2 = 32,94$ ; g.l.= 3;  $p < 0,001$ ), muitas vezes é impossível encontrar as formas parasitárias nos esfregaços, pois são rapidamente removidas da circulação, após a fase aguda (Urquhart et al., 1996), dificultando, assim, a associação entre a presença de parasita e a estação do ano.

Em relação aos micoplasmas hemotrópicos, a maior prevalência verificou-se no Inverno (84%), seguindo-se o Outono (74%) e o Verão (61%), sendo a menor prevalência na Primavera (55%). Apesar de a relação, entre a presença do organismo e estação do ano, ter sido estatisticamente significativa ( $X^2 = 16,3$ ; g.l.= 3;  $p < 0,01$ ), o número de microorganismos no sangue periférico pode variar bastante (CVBD, 2016).

O Inverno (87%) foi também a estação com maior prevalência de amostras sanguíneas infectadas com pelo menos um agente, seguindo-se o Outono (77%), a Primavera (68%) e, por último, o Verão (64%). A maior prevalência de infecções mistas observou-se na

Primavera (20%). Estes resultados podem ser explicados pelo clima da região, pois o Verão, muito quente e seco, torna-se a estação com condições mais adversas, ao contrário do Inverno, que é ameno. As relações entre a estação do ano e presença de pelo menos um parasita nas amostras sanguíneas ( $X^2 = 21,2$ ; g.l. = 6;  $p < 0,01$ ) e a presença de infecções mistas ( $X^2 = 66,3$ ; g.l. = 21;  $p < 0,001$ ) foram estatisticamente significativas.

## V. Conclusão

A pesquisa realizada procurou retirar o máximo de informação da população estudada, a fim de contribuir para os estudos epidemiológicos a nível nacional e, a nível distrital, ajudar na caracterização, em termos parasitários, da população canina do distrito de Beja.

Das 122 amostras fecais analisadas, 63% estavam infectadas com pelo menos um parasita. Os resultados obtidos foram para os helmintes de 25% para ancilostomatídeos, 6% para *T. leonina*, 4% para *T. canis*, 2% para *T. vulpis* e 2,5% para tenídeos. Para os protozoários foram obtidas prevalências de 33% para *Giardia* spp., 12% para *Cryptosporidium* spp. e 8% para *Cystoisospora* spp.

Das 266 amostras sanguíneas analisadas, 74,3% estavam infectadas com pelo menos um agente. Os resultados obtidos foram de 5% para *D. immitis*, 3% para *Acantocheilonema* spp., 9% para *Babesia* spp. e 68% para micoplasmas hemotrópicos.

O canil com maior prevalência de parasitas gastrointestinais e amostras de sangue infectadas foi o Canil Intermunicipal, com prevalências de 87% e 86%, respectivamente. Como referido anteriormente, isto é causado, não só pela falta de medidas de profilaxia, mas também por este ser o canil que recolhe animais de uma grande variedade de concelhos, encontrando-se assim, no mesmo espaço, animais de origens muito diferentes.

A estação do ano com maior prevalência de infecções, ao contrário do que seria de esperar empiricamente, foi o Inverno, com 81% das amostras fecais e 87% das amostras sanguíneas infectadas com pelo menos um agente. Estes resultados podem ser explicados pelo clima da região, pois o Verão, muito quente e seco, torna-se a estação com condições mais adversas, ao contrário do Inverno, que é ameno, e é a estação com mais humidade, o que favorece a disseminação de parasitoses. Além disso, as estações mais propícias à transmissão de alguns agentes (Primavera e Outono) associadas aos PPP de longa extensão de alguns parasitas, torna de alguma forma natural a sua maior detecção apenas no Inverno.

É de salientar a prevalência elevada de *Giardia* spp. e, uma vez que não foi possível avaliar a estirpe, não se pôde aferir sobre o seu potencial zoonótico; contudo, existindo este perigo, é sempre necessário tomar medidas de precaução.

Este estudo mostrou uma grande diversidade parasitária na população de canídeos, evidenciando a existência de parasitas com grande importância para a saúde dos animais, como *D. immitis*, e para a saúde pública, por estarem associados a risco zoonótico, como *T. canis* e, potencialmente, *Taenia/Echinococcus* spp.

Através deste estudo torna-se evidente a necessidade de tomar medidas preventivas no controlo de parasitoses, a fim de melhorar a saúde dos animais e diminuir os riscos para a saúde pública.

De facto, não existem muitos estudos epidemiológicos na região Sul do país, tornando-se necessário obter informação que a caracterize.

Assim, no futuro, é importante que se realizem mais estudos deste tipo, de modo a obter informação das zonas mais interiores e rurais do país, que são por vezes as que possuem mais défices de medidas de controlo e prevenção de parasitoses. Com este estudo, espera-se ter contribuído para a compreensão da situação epidemiológica de canídeos a nível nacional, assim como para a expansão de conhecimento destes parasitas nos canídeos do distrito de Beja.

## Bibliografia

- Abere T., Bogale B. & Melaku A. (2013). Gastrointestinal helminth parasites of pet and stray dogs as a potential risk for human health in Bahir Dar town, north-western Ethiopia. *Veterinary World*, 6(7), 388-392.
- Aher, A.M., Caudill, D., Caudill, G., Butryn, R.S., Wolf, D., Fox, M., Blake, D.P. & Cunningham, M.W. (2016). Prevalence, genetic analyses, and risk factors associated with heartworm (*Dirofilaria Immitis*) in wild coyotes (*Canis Latrans*) from Florida, USA. *Journal of Wildlife Diseases*, 52(4), 785-792.
- Ahmed, W. M., Mousa, W. M., Aboelhadid S. M. & Tawfik, M. M. (2014). Prevalence of zoonotic and other gastrointestinal parasites in police and house dogs in Alexandria, Egypt. *Veterinary World*, 7(5), 275-280.
- Aktas, M., Özübek, S., Altay, K., Ipek, N.D., Balkaya, İ., Utuk, A.E., Kırbas, A., Şimsek, S. & Dumanlı, N. (2015). Molecular detection of tick-borne rickettsial and protozoan pathogens in domestic dogs from Turkey. *Parasites & Vectors*, 8, 157.
- Al-Sabi, M.N., Kapel, C.M., Johansson, A., Espersen, M.C., Koch, J. & Willesen, J.L. (2013). A coprological investigation of gastrointestinal and cardiopulmonary parasites in hunting dogs in Denmark. *Veterinary Parasitology*, 196 (3-4), 366-72.
- Alho, A. M., Seixas, R., Rafael, T. & Carvalho, L. M. (2010). Formas larvares dos helmintas: o elo mais forte na desparasitação do cão e do gato. *Veterinary Medicine*, 12 (71), 33-46.
- Alho, A.M., Landum, M., Ferreira, C., Meireles, J., Gonçalves, L., Carvalho, L.M. & Belo, S. (2014<sup>a</sup>). Prevalence and seasonal variations of canine dirofilariosis in Portugal. *Veterinary Parasitology*, 206 (1-2), 99-105.
- Alho, A.M., Meireles, J., Belo, S. & Carvalho, L.M. (2014). Dirofilariose Canina e Felina, uma Parasitose em Evolução (I) – Etiologia, Biologia e Epidemiologia. *Clínica Animal*, 2, 20-25.
- Alho, A. M., Fiarresga, A., Landum, M., Lima, C., Gamboa, O., Meireles, J., Sales Luís, J., & Carvalho, L.M. (2016). A Homemade Snare: An Alternative Method for Mechanical Removal of *Dirofilaria immitis* in Dogs. *Veterinary Medicine International*, 2016, 1-6.
- Amaya, J.C., Moreno, N., Salmaso, N., Bazan, E., Ricoy, G., Córdoba, P. & Santillan, G.I. (2016). Study of infestation of dogs with *Echinococcus granulosus* in the province of La Rioja, Argentina. *Revista Argentina de Microbiología*, 48(1), 38-42.
- American heartworm Society [AHS] (2014). Current Canine Guidelines for the Prevention, Diagnosis, and Management of Heartworm (*Dirofilaria immitis*) Infection in Dogs. Acedido em Abr. 29, 2016. Disponível em:



<https://www.heartwormsociety.org/veterinary-resources/american-heartworm-society-guidelines>.

- Aquino, L.C., Kamani, J., Haruna, A.M., Paludo, G.R., Hicks, C.A., Helps, C.R. & Tasker, S. (2016). Analysis of risk factors and prevalence of haemoplasma infection in dogs. *Veterinary Parasitology*, 221(0), 111-7.
- Avcioglu, H. & Burgu, A. (2008). Seasonal Prevalence of *Toxocara* Ova in Soil Samples from Public Parks in Ankara, Turkey. *Vector Borne and Zoonotic Diseases*, 8(3), 345-50.
- Bajer, A., Bednarska, M. & Rodo, A. (2011). Risk factors and control of intestinal parasite infections in sled dogs in Poland. *Veterinary Parasitology*, 175(3-4), 343-50.
- Ballweber, L. R. (2001). *The Practical Veterinarian - Veterinary Parasitology* (1st ed.). Woburn, Massachussets, USA: Butterworth-Heinemann.
- Barker, E.N., Tasker, S., Day, M.J., Warman, S.M., Woolley, K., Birtles, R., Georges, K.C., Ezeokoli, C.D., Newaj-Fyzul, A., Campbell, M.D., Sparagano, O.A., Cleaveland, S. & Helps, C.R. (2010). Development and use of real-time PCR to detect and quantify *Mycoplasma haemocanis* and “*Candidatus Mycoplasma haematoparvum*” in dogs. *Veterinary Microbiology*, 140(1-2), 167–170.
- Barker, E.N., Langton, D.A., Helps, C.R., Brown, G., Malik, R., Shaw, S.E. & Tasker, S. (2012). Haemoparasites of free-roaming dogs associated with several remote Aboriginal communities in Australia. *BMC Veterinary Research*, 8, 55.
- Batchelor, D.J., Tzannes, S., Graham, P.A., Wastling, J.M., Pinchbeck, G.L. & German, A.J. (2008). Detection of endoparasites with zoonotic potential in dogs with gastrointestinal disease in the UK. *Transboundary and Emerging Diseases*, 55(2), 99-104.
- Baynes, R.E. (2009). Ectoparasitides. In J.E. Riviere & M.G. Papich (Eds.), *Veterinary pharmacology and therapeutics*. (9th ed.). (pp. 1181-1201). Iowa: Willey – Blackwell.
- Blazkowska, J., Wojcik, A., Kurnatowski, P. & Szwabe, K. (2013). Geohelminth egg contamination of children’s play areas in the city of Lodz (Poland). *Veterinary Parasitology*, 192(1-3), 228–33.
- Bridger, K.E. & Whitney, H. (2009). Gastrointestinal parasites in dogs from the Island of St. Pierre off the south coast of Newfoundland. *Veterinary Parasitology*, 162(1-2), 167-70.
- Beck, R., Vojta, L., Mrljak, V., Marinculić, A., Beck, A., Zivicnjak, T. & Cacciò, S.M. (2009). Diversity of *Babesia* and *Theileria* species in symptomatic and asymptomatic dogs in Croatia. *International Journal for Parasitology*, 39(7), 843-8.

- Becker, A.C., Rohen, M., Epe, C. & Schnieder, T. (2012). Prevalence of endoparasites in stray and fostered dogs and cats in Northern Germany. *Veterinary Research*, 111(2), 849-57.
- Beiromvand, M., Akhlaghi, L., Massom, S.H.F., Meamar, A.R., Motevalian, A., Oormazdi, H. & Razmjou, E. (2013). Prevalence of zoonotic intestinal parasites in domestic and stray dogs in a rural area of Iran. *Preventive Veterinary Medicine*, 109(1-2), 162-7.
- Beugnet, F. & Franc, M. (2012). Insecticide and acaricide molecules and/ or combinations to prevent pet infestation by ectoparasites. *Trends in parasitology*, 28 (7), 267 -79.
- Bowman, D.D. (2014). *Georgis' Parasitology for Veterinarians*. (10th ed.). St. Louis, Missouri: Elsevier Saunders.
- Caeiros, A.P.S. (2012). *Detecção de Babesia spp. e de outros hemoparasitas em cães, por técnicas morfológicas, serológicas e moleculares, no distrito de Lisboa, Portugal*. Dissertação de Mestrado. Universidade Técnica de Lisboa, Faculdade de Medicina Veterinária, Lisboa.
- Camacho, A.T., Guitian, F.J., Pallas, E., Gestal, J.J., Olmeda, S., Goethert, H., Iii, S. & Spielman, A. (2005). Serum protein response and renal failure in canine *Babesia annae* infection. *Veterinary Research*, 36(5-6), 713-22.
- Cannon, S.H., Levy, J.K., Kirk, S.K., Crawford, P.C., Leutenegger, C.M., Shuster, J.J., Liu, J., Chandrashekar, R. (2016). Infectious diseases in dogs rescued during dogfighting investigations. *The Veterinary Journal*, 211, 64-9.
- CAPC (2013). Current advice on parasite control: Intestinal Parasite – Cyclophyllidean Tapeworms. Acedido em Fev. 16, 2016, disponível em <http://www.capcvet.org/capcrecommendations/whipworms/>
- Cardoso, L., Mendão, C. & Carvalho, L.M. (2012). Prevalence of *Dirofilaria immitis*, *Ehrlichia canis*, *Borrelia burgdorferi sensu lato*, *Anaplasma* spp. and *Leishmania infantum* in apparently healthy and CVBD-suspect dogs in Portugal - a national serological study. *Parasites & Vectors*, 5(1), 62.
- Cardoso, L., Cortes, H.C., Reis, A., Rodrigues, P., Simões, M., Lopes, A.P., Vila-Viçosa, M.J., Talmi-Frank, D., Eyal, O., Solano-Gallego, L. & Baneth, G. (2013). Prevalence of *Babesia microti*-like infection in red foxes (*Vulpes vulpes*) from Portugal. *Veterinary Parasitology*, 196(1-2), 90-5.
- Cardoso, A.S., Costa, I.M., Figueiredo, C., Castro, A. & Conceição, M.A. (2014). The occurrence of zoonotic parasites in rural dog populations from northern Portugal. *Journal of Helminthology*, 88(2), 203-9.

- Carslake, R.J., Hill, K.E., Sjolander, K., Prattley, D. & Acke, E. (2012). Prevalence of Selected Infectious Diseases in Samoan Dogs. *ACVIM 2012*.
- Casemore, D.P., Armstrong, M., & Sands, R.L. (1985). Laboratory diagnosis of cryptosporidiosis. *Journal of Clinical Pathology*, 38, 1337–1341.
- Casimiro, E., Calheiros, J., Santos, F. D. & Kovats, S. (2006). National assessment of human health effects of climate change in Portugal: approach and key findings. *Environmental Health Perspectives*, 114 (12), 1950–1956.
- Cassini, R., Zanutto, S., Regalbono A.F., Gabrielli, S., Calderini, P., Moretti, A., Tampieri, M.P. & Pietrobelli, M. (2009). Canine piroplasmiasis in Italy: epidemiological aspects in vertebrate and invertebrate hosts. *Veterinary Parasitology*, 165(1-2), 30-5.
- Chalifoux, L. & Hunt, R.D. (1971). Histochemical differentiation of *Dirofilaria immitis* and *Dipetalonema reconditum*. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 5, 601–605
- Chandrashekar, R., Ketzis, J., Shell, L., Tyrrell, P., Beall, M., Leutenegger, C. & Scorpio D. (2015). Serologic and molecular surveillance to predict prevalence of canine vector-borne diseases on the island of St. Kitts. *ACVIM 2015*.
- Claerebout, E., Casaert, S., Dalemans, A.C., Wilde, N., Levecke, B., Vercruysse, J. & Geurden, T. (2009). *Giardia* and other intestinal parasites in different dog populations in Northern Belgium. *Veterinary Parasitology*, 161(1-2), 41-6.
- Compton, S.M., Maggi, R.G., Breitschwerdt, E.B. (2012). *Candidatus Mycoplasma haematoparvum* and *Mycoplasma haemocanis* infections in dogs from the United States. *Comparative Immunology, Microbiology & Infectious Diseases*, 35(6), 557-62.
- Criado-Fornelio, A., Buling, A., Pingret, J.L., Etievant, M., Boucraut-Baralon, C., Alongi, A., Agnone, A. & Torina, A. (2009). Hemoprotozoa of domestic animals in France: prevalence and molecular characterization. *Veterinary Parasitology*, 159(1), 73-6.
- CVBD, Companion Vector-Borne Diseases (2016<sup>a</sup>). Babesiosis. Acedido em Abr. 14, 2016. Disponível em <http://www.cvbd.org/>
- CVBD, Companion Vector-Borne Diseases (2016<sup>b</sup>). Hemoplasmosis. Acedido em Abr. 20, 2016. Disponível em <http://www.cvbd.org/>
- CVBD, Companion Vector-Borne Diseases (2016<sup>c</sup>). Subcutaneous Dirofilariosis. Acedido em Mar. 30, 2016, disponível em <http://www.cvbd.org/>
- Dhaliwal, B. B., & Juyal, P. D. (2013). *Parasitic Zoonoses* (1st ed.). Índia: Springer.

- Demiaszkiewicz, A.W., Polańczyk, G., Osińska, B., Pyziel, A.M., Kuligowska, I., Lachowicz, J. & Sikorski, A. (2014). The prevalence and distribution of *Dirofilaria repens* in dogs in the Mazovian Province of central-eastern Poland. *Annals of Agricultural and Environmental Medicine*, 21(4), 701-4.
- Deplazes, P., Knapen, F. v., Schweiger, A., & Overgrauw, P. A. (2011). Role of pet dogs and cats in the transmission of helminthic zoonoses in Europe, with a focus on echinococcosis and toxocarosis. *Veterinary Parasitology*, 182, 41-53.
- Diakou, A., Kapantaidakis, E., Tamvakis, A., Giannakis, V. & Strus, N. (2016). *Dirofilaria* infections in dogs in different areas of Greece. *Parasites & Vectors*, 9, 508.
- Duarte, M.D.A.M. (2016). *Infeção por agentes de doenças caninas transmitidos por vetores em cães de caça no concelho de Loures*. Dissertação de mestrado. Universidade de Lisboa, Faculdade de Medicina Veterinária, Lisboa.
- Dubná, S., Langrová, I., Nápravník, J., Jankovská, I., Vadlejš, J., Pekár, S. & Fechtner J. (2007). The prevalence of intestinal parasites in dogs from Prague, rural areas, and shelters of the Czech Republic. *Veterinary Parasitology*, 145(1-2), 120-8.
- Duh, D., Tozon, N., Petrovec, M., Strasek, K. & Avsic-Zupanc, T. (2004). Canine babesiosis in Slovenia: molecular evidence of *Babesia canis canis* and *Babesia canis vogeli*. *Veterinary Research*, 35(3), 363-8.
- Edward, H., James, S. & David, W. (2005). *BSAVA - Manual of Canine and Feline Gastroenterology*. (2<sup>nd</sup> ed). UK: British Small Animal Veterinary Association.
- ESCCAP, European Scientific Counsel Animal Parasites. (2010). Guideline 1: Worm Control in Dogs and Cats (2<sup>nd</sup> ed.).
- ESCCAP, European Scientific Counsel Animal Parasites. (2011). Guideline 6: Control of intestinal protozoa in dogs and cats (1<sup>st</sup> ed.).
- ESCCAP, European Scientific Counsel Animal Parasites. (2012). Guideline 5: Control of Vector-Borne Diseases in Dogs and Cats (2<sup>nd</sup> ed.).
- Félix (2015). *Parasitoses gastrointestinais e cardiopulmonares em cães. Estudo epidemiológico em canis de Portugal continental*. Dissertação de mestrado. Universidade de Lisboa, Faculdade de Medicina Veterinária, Lisboa.
- Fernandes, A. D. P. (2012). *Parasitismo por Giardia spp. em canis de criação na região de Viseu, Portugal*. Dissertação de mestrado. Universidade de Lisboa, Faculdade de Medicina Veterinária, Lisboa.

- Ferreira, A.M.N. (2015). *Gastrointestinal parasite risk in dog parks in the Lisbon area*. Dissertação de mestrado. Universidade de Lisboa, Faculdade de Medicina Veterinária, Lisboa.
- Ferreira, C. A. C., Mixão, V. P., Novo, M. T. L. M., Calado, M. M. P., Gonçalves, L. A. P., Belo, S. M. D. & Almeida, A. P. G. (2015). First molecular identification of mosquito vectors of *Dirofilaria immitis* in continental Portugal. *Parasites & Vectors*, 8,139
- Ferreira, F.S., Pereira-Baltasar, P., Parreira, R., Padre, L., Vilhena, M., Tavira T. L., Atouguia J. & Centeno-Lima, S. (2011). Intestinal parasites in dogs and cats from the district of Évora, Portugal. *Veterinary Parasitology*, 179(1-3), 242-5.
- Filipovic, M. K., Ilic A., Milanovic, Z., Bogdanovic, D., Radonjic, V., Andric, J. F., Andric, N., Thatcher, B., Leutenegger, C., Tyrrell, P., Mestek, A. & Ramaswamy, C. (2016). Molecular Analysis on Canine *Babesia* Prevalences and Exposure to *Anaplasma*, *Ehrlichia*, *Borrelia* and *Dirofilaria* in the Most Populated Serbian Region - Belgrade Area. *ACVIM 2016*.
- Fontanarrosa, M. F., Vezzani, D., Basabe, J., Eiras, D. F. (2005). An epidemiological study of gastrointestinal parasites of dogs from Southern Greater Buenos Aires (Argentina): Age, gender, breed, mixed infections, and seasonal and spatial patterns. *Veterinary Parasitology*, 136 (2006), 283–295.
- Gabrielli, S., Otašević, S., Ignjatović, A., Savić, S., Fraulo, M., Arsić-Arsenijević, V., Momčilović, S. & Cancrini, G. (2015). Canine Babesioses in Noninvestigated Areas of Serbia. *Vector-Borne and Zoonotic Diseases*, 15(9), 535-8.
- Guberti, V., Bolognini, M., Lanfranchi, P. & Battelli, G. (2004). *Echinococcus granulosus* in the wolf in Italy. *Parassitologia*, 46 (4), 425-7.
- Giangaspero, A., Iorio, R., Paoletti, B., Traversa, D. & Capelli, G. (2006). Molecular evidence for *Cryptosporidium* infection in dogs in Central Italy. *Parasitology Research*, 99(3), 297-9.
- Glickman, L. T. & Shofer, F. S. (1987). Zoonotic visceral and ocular larva migrans. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice*, 17, 39–53.
- Grupo Marketest (2015). Cães são companhia para 3 milhões de portugueses. Acedido em Abr, 24, 2016. Disponível em: <http://www.marktest.com/wap/a/n/id~1f91.aspx>
- Halos, L., Baneth, G., Beugnet, F., Bowman, A.S., Chomel, B., Farkas, R., Franc, M., Guillot, J., Inokuma, H., Kaufman, R., Jongejan, F., Joachim, A., Otranto, D., Pfister, K., Pollmeier, M., Sainz, A., Wall, R. (2012). Defining the concept of ‘tick repellency’ in veterinary medicine. *Parasitology*, 139 -04, 419 -423.

- Hamel, D., Silaghi, C., Lescai, D. & Pfister, K. (2012). Epidemiological aspects on vector-borne infections in stray and pet dogs from Romania and Hungary with focus on *Babesia* spp. *Parasitology Research*, 110(4), 1537-45.
- Heukelbach, J., Frank, R., Ariza, L., Lopes, I.S., de Silva, A.A., Borges, A.C., Limongi, J.E., Alencar, C.H. & Klimpel, S. (2012). High prevalence of intestinal infections and ectoparasites in dogs, Minas Gerais State (southeast Brazil). *Parasitology Research*, 111(5), 1913-21.
- Hii, S.F., Kopp, S.R., Thompson, M.F., O'Leary, C.A., Rees, R.L. & Traub, R.J. (2012). Canine vector-borne disease pathogens in dogs from south-east Queensland and north-east Northern Territory. *Australian Veterinary Journal*, 90(4), 130-5.
- Hou, H., Shen, G., Wu, W., Gong, P., Liu, Q., You, J., Cai, Y., Li, J. & Zhang, X. (2011). Prevalence of *Dirofilaria immitis* infection in dogs from Dandong, China. *Veterinary Parasitology*, 183(1-2), 189-93.
- Huebner, J., Vahlenkamp, T.W., Müller, E. & Langbein-Detsch, I. (2006). *Mycoplasma* Infection in Anaemic and Non Anaemic Dogs in Germany. *ACVIM 2006*.
- Imre, M., Farkas, R., Ilie, M.S., Imre, K. & Dărăbuș, G. (2013). Survey of babesiosis in symptomatic dogs from Romania: occurrence of *Babesia gibsoni* associated with breed. *Ticks and Tick-borne Diseases*, 4(6), 500-2.
- Inokuma, H., Oyamada, M., Davoust, B., Boni, M., Dereure, J., Bucheton, B., Hammad, A., Watanabe, M., Itamoto, K., Okuda, M. & Brouqui, P. (2006). Epidemiological survey of *Ehrlichia canis* and related species infection in dogs in eastern Sudan. *Annals of the New York Academy of Sciences*, 1078, 461-3.
- IPMA (2015). *Boletim Climatológico Sazonal: Primavera 2015*. Acedido em Jun. 4, 2016. Disponível em: <http://www.ipma.pt/pt/publicacoes/boletins.jsp?cmbDep=cli&cmbTema=pcl&idDep=cli&idTema=pcl&curAno=-1>.
- IPMA (2015). *Boletim Climatológico Sazonal: Verão 2015*. Acedido em Jun. 4, 2016. Disponível em: <http://www.ipma.pt/pt/publicacoes/boletins.jsp?cmbDep=cli&cmbTema=pcl&idDep=cli&idTema=pcl&curAno=-1>
- IPMA (2015). *Boletim Climatológico Sazonal: Outono 2015*. Acedido em Jun. 4, 2016. Disponível em: <http://www.ipma.pt/pt/publicacoes/boletins.jsp?cmbDep=cli&cmbTema=pcl&idDep=cli&idTema=pcl&curAno=-1>
- IPMA (2016). *Boletim Climatológico Sazonal: Inverno 2015/16*. Acedido em Jun. 4, 2016. Disponível em:

- Itoh, N., Kanai, K., Kimura, Y., Chikazawa, S., Hori, Y. & Hoshi, F. (2015). Prevalence of intestinal parasites in breeding kennel dogs in Japan. *Parasitology Research*, 114(3), 1221-4.
- Irwin, P.J. (2010). Canine babesiosis. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice*, 40, 1141.
- Jenkins, D.J., Lievaart, J.J., Boufana, B., Lett, W.S., Bradshaw, H. & Armua-Fernandez, M.T. (2014). *Echinococcus granulosus* and other intestinal helminths: current status of prevalence and management in rural dogs of eastern Australia. *Australian Veterinary Journal*, 92(8), 292-8.
- Júlio, C., Vilares, A., Oleastro, M., Ferreira, I., Gomes, S., Monteiro, L., Nunes, B., Tenreiro, R. & Angelo, H. (2012). Prevalence and risk factors for *Giardia duodenalis* infection among children: a case study in Portugal. *Parasites & Vectors*, 5, 22.
- Katakura, K., Hamada, A. & Kobayashi, A. (1986). The fate of *Ascaris* eggs applied to the soil under various conditions. *Japanese Journal of Parasitology*, 35, 1-9
- Kubo, S., Tateno, M., Ichikawa, Y. & Endo, Y. (2015). A molecular epidemiological survey of *Babesia*, *Hepatozoon*, *Ehrlichia* and *Anaplasma* infections of dogs in Japan. *The Journal of Veterinary Medical Science*, 77(10), 1275-9.
- Leal, S.M.F. (2015). *Prevalência de Cryptosporidium spp. e de Giardia spp. em cães do distrito de Bragança, Portugal*. Dissertação de mestrado. Universidade de Lisboa, Faculdade de Medicina Veterinária, Lisboa.
- Lebre, F.L.M.C.R. (2011). *Rastreio de parasitas gastrintestinais e seu impacto zoonótico em cães de canil da cidade de Lisboa*. Dissertação de Mestrado. Universidade Técnica de Lisboa, Faculdade de Medicina Veterinária, Lisboa.
- Levy, J.K., Lappin, M.R., Glaser, A.L., Birkenheuer, A.J., Anderson, T.C. & Edinboro, C.H. (2011). Prevalence of infectious diseases in cats and dogs rescued following Hurricane Katrina. *Journal of Small Animal Practice*, 238(3), 311-7.
- Liesner, J.M., Krücken, J., Schaper, R., Pachnicke, S., Kohn, B., Müller, E., Schulze, C. & Samson-Himmelstjerna, G. (2016). Vector-borne pathogens in dogs and red foxes from the federal state of Brandenburg, Germany. *Veterinary Parasitology*, 224, 44-51.
- Lim, S.J., Lee, S.E., Kim, S.H., Hong, S.H., You, Y.S., Kwon, O.W. & Kim, H.S. (2014). Prevalence of *Toxoplasma gondii* and *Toxocara canis* among patients with uveitis. *Ocular Immunology and Inflammation*, 22(5), 360-6.

- Little, S.E., Johnson, E.M., Lewis, D., Jaklitsch, R.P., Payton, M.E., Blagburn, B.L., Bowman, D.D., Moroff, S., Tams, T., Rich, L. & Aucoin, D. (2009). Prevalence of intestinal parasites in pet dogs in the United States. *Veterinary Parasitology*, 166(1-2), 144-52.
- Liu, C., Yang, N., He, J., Yang, M. & Sun, M. (2013). Prevalence of *Dirofilaria immitis* in Dogs in Shenyang, Northeastern China. *The Korean Journal of Parasitology*, 51(3), 375-377.
- Liu, M., Ruttayaporn, N., Saechan, V., Jirapaththarasate, C., Vudriko, P., Moumouni, P. F. A., Cao, S., Inpankaew, T., Ybañez, A. P., Suzuki, H., Xuan, X. (2016). Molecular survey of canine vector-borne diseases in stray dogs in Thailand. *Parasitology International* 65 (2016) 357–361.
- Lobetti, R. G. (1998). Canine babesiosis. *Compendium on Continuing Education for the Practising Veterinarian*, 20, 418.
- Lynn, R.C. (2009). Antiparasitic drugs. In D.D. Bowman, *Georgis' Parasitology for veterinarians*. (9th ed.). (pp.254 -294). Missouri: Saunders-Elsevier.
- Magnis, J., Lorentz, S., Guardone, L., Grimm, F., Magi, M., Naucke, T. J. & Deplazes, P. (2013). Morphometric analyses of canine blood microfilariae isolated by the Knott's test enables *Dirofilaria immitis* and *D. repens* species-specific and *Acanthocheilonema* (syn. *Dipetalonema*) genus-specific diagnosis. *Parasites & Vectors*, 6, 48.
- Maia, C., Coimbra, M., Ramos, C., Cristóvão, J.M., Cardoso, L. & Campino, L. (2015). Serological investigation of *Leishmania infantum*, *Dirofilaria immitis* and *Angiostrongylus vasorum* in dogs from southern Portugal. *Parasites & Vectors*, 8, 152.
- Mandarino-Pereira, A., Souza, F.S., Lopes, C.W. & Pereira, M.J. (2010). Prevalence of parasites in soil and dog feces according to diagnostic tests. *Veterinary Parasitology*, 170(1-2), 176-81.
- Martínez-Moreno, F.J., Hernández, S., López-Cobos, E., Becerra, C., Acosta, I. & Martínez-Moreno, A. (2007). Estimation of canine intestinal parasites in Córdoba (Spain) and their risk to public health. *Veterinary Parasitology*, 143(1), 7-13.
- Mastin, A., Brouwer, A., Fox, M., Craig, P., Guitián, J., Li, W. & Stevens, K. (2011). Spatial and temporal investigation of *Echinococcus granulosus* coproantigen prevalence in farm dogs in South Powys, Wales. *Veterinary Parasitology*, 178(1-2), 100-7.
- Mateus, T.L., Castro, A., Ribeiro, J.N. & Vieira-Pinto, M. (2014). Multiple zoonotic parasites identified in dog feces collected in Ponte de Lima, Portugal-a potential threat to human health. *International journal of environmental research and public health*, 11(9), 9050-67.



- Mehlhorn, H. (Ed.) (2008). *Encyclopedia of parasitology*. (3rd ed.). Berlin: Springer
- Mircean, V., Györke, A. & Cozma, V. (2012). Prevalence and risk factors of *Giardia duodenalis* in dogs from Romania. *Veterinary Parasitology*, 184(2-4), 325-9.
- Miró, G., Checa, R., Paparini, A., Ortega, N., González-Fraga, J.L., Gofton, A., Bartolomé, A., Montoya, A., Gálvez, R., Mayo, P.P. & Irwin, P. (2015). *Theileria annae* (syn. *Babesia microti*-like) infection in dogs in NW Spain detected using direct and indirect diagnostic techniques: Clinical report of 75 cases. *Parasites & Vectors*, 8, 217.
- Minor, C., Hill, D., Straatmann, D. & Lappin, M. (2016). Ectoparasites and Vector-Borne Pathogens of Dogs in Baja California Sur. *ACVIM 2016*.
- Montoya-Alonso, J.A., Carretón, E., Simón, L., González-Miguel, J., García-Guasch, L., Morchón, R. & Simón, F. (2015). Prevalence of *Dirofilaria immitis* in dogs from Barcelona: Validation of a geospatial prediction model. *Veterinary Parasitology*, 212(3-4), 456-9.
- Montoya-Alonso, J.A., Carretón, E., Morchón, R., Silveira-Viera, L., Falcón, Y. & Simón, F. (2016). The impact of the climate on the epidemiology of *Dirofilaria immitis* in the pet population of the Canary Islands. *Veterinary Parasitology*, 216, 66-71.
- Mukaratirwa, S. & Singh, V. P. (2010). Prevalence of gastrointestinal parasites of stray dogs impounded by the Society for the Prevention of Cruelty to Animals (SPCA), Durban and Coast, South Africa. *Journal of the South African Veterinary Association*, 81(2), 123-5.
- Nafe, L., Little, S., DeMars, P., Baumwart, R., Yamada, N. & Johnson, E. (2016). Prevalence of *Dirofilaria immitis* Antigen in Client-Owned Pet Dogs Before and After Serum Heat Treatment. *ACVIM 2016*.
- Nakamoto, M.Y., Scorza, A.V., Domingez, M. A., Salas, D. R. & Lappin, M.R. (2014). Prevalence of Zoonotic Parasites in Shelter Dogs in Veracruz, Mexico. *ACVIM 2014*.
- Neves, D., Lobo, L., Simões, P.B. & Cardoso, L. (2014). Frequency of intestinal parasites in pet dogs from an urban area (Greater Oporto, northern Portugal). *Veterinary Parasitology*, 200(3-4), 295-8.
- Nikolić, A., Dimitrijević, S., Katić-Radivojević, S., Klun, I., Bobrc, B. & Djurković-Djaković, O. (2008) High prevalence of intestinal zoonotic parasites in dogs from Belgrade, Serbia--short communication. *Acta Veterinaria Hungarica*, 56 (3), 335-40.
- Nijse, R., Ploeger, H.W., Wagenaar, J.A. & Mughini-Gras, L. (2015). *Toxocara canis* in household dogs: prevalence, risk factors and owners' attitude towards deworming. *Parasitology Research*, 114(2), 561-9.

- Novacco, M., Meli, M.L., Gentilini, F., Marsilio, F., Ceci, C., Pennisi, M.G., Lombardo, G., Lloret, A., Santos, L., Carrapiço, T., Willi, B., Wolf, G., Lutz, H. & Hofmann-Lehmann, R. (2010). Prevalence and geographical distribution of canine hemotropic mycoplasma infections in Mediterranean countries and analysis of risk factors for infection. *Veterinary Microbiology*, 142 (3-4), 276-84.
- Nunes, M.R.F. (2014). *Rastreio de formas parasitárias em fezes de cães recolhidas em espaços públicos na cidade de Beja*. Dissertação de Mestrado. Universidade de Lisboa, Faculdade de Medicina Veterinária, Lisboa.
- Oi, M., Yoshikawa, S., Ichikawa, Y., Nakagaki, K., Matsumoto, J. & Nogami, S. (2014). Prevalence of *Dirofilaria immitis* among shelter dogs in Tokyo, Japan, after a decade: comparison of 1999-2001 and 2009-2011. *Parasite*, 21, 10.
- Olabanji, G.M., Maikai, B.V. & Otolorin, G.R. (2016). Prevalence and Risk Factors Associated with Faecal Shedding of *Cryptosporidium* Oocysts in Dogs in the Federal Capital Territory, Abuja, Nigeria. *Veterinary Medicine International*, 2016(3),1-6.
- Ortuño, A., Scorza, V., Castellà, J. & Lappin, M. (2014). Prevalence of intestinal parasites in shelter and hunting dogs in Catalonia, Northeastern Spain. *Veterinary Journal*, 199 (3), 465-7.
- Osman, M., Bories, J., Safadi, E.D., Poirel, M.T., Gantois, N., Benamrouz-Vanneste, S., Delhaes, L., Hugonnard, M., Certad, G., Zenner, L. & Viscogliosi, E. (2015). Prevalence and genetic diversity of the intestinal parasites *Blastocystis* sp. and *Cryptosporidium* spp. in household dogs in France and evaluation of zoonotic transmission risk. *Veterinary Parasitology*, 214 (1-2), 167-70.
- Page, S.W. (2008). Antiparasitic drugs. In J.E. Maddison, S.W. Page & D.B. Church, *Small animal clinical pharmacology* (2nd ed.). (pp. 198 -260). Philadelphia: Saunders - Elsevier.
- Palmer, C.S., Thompson, R.C.A., Rebecca, J., Traub, R.J., Rees, R. & Robertson, I.D. (2008). National study of the gastrointestinal parasites of dogs and cats in Australia. *Veterinary Parasitology*, 151 (2-4), 181-90.
- Pantchev, N., Schnyder, M., Vrhovec, M.G., Schaper, R. & Tsachev, I. (2015). Current Surveys of the Seroprevalence of *Borrelia burgdorferi*, *Ehrlichia canis*, *Anaplasma phagocytophilum*, *Leishmania infantum*, *Babesia canis*, *Angiostrongylus vasorum* and *Dirofilaria immitis* in Dogs in Bulgaria. *Parasitology Research*, 114 (1), 117-30.
- Paoletti, B., Traversa, D., Iorio, R., Berardinis, A., Bartolini, R., Salini, R. & Cesare, A. (2015). Zoonotic parasites in feces and fur of stray and private dogs from Italy. *Parasitology Research*, 114 (6), 2135-41.

- Papazahariadou, M., Founta, A., Papadopoulos, E., Chliounakis, S., Antoniadou-Sotiriadou, K. & Theodorides, Y. (2007). Gastrointestinal parasites of shepherd and hunting dogs in the Serres Prefecture, Northern Greece. *Veterinary Parasitology*, 148 (2), 170-3.
- Paulauskas, A., Radzijeuskaja, J., Karvelienė, B., Grigonis, A., Aleksandravičienė, A., Zamokas, G., Babickaitė, L., Sabūnas, V. & Petkevičius, S. (2014). Detection and molecular characterization of canine babesiosis causative agent *Babesia canis* in the naturally infected dog in Lithuania. *Veterinary Parasitology*, 205 (3-4), 702-6.
- Pennisi, M.G., Caprì, A., Solano-Gallego, L., Lombardo, G., Torina, A. & Masucci, M. (2012). Prevalence of antibodies against *Rickettsia conorii*, *Babesia canis*, *Ehrlichia canis*, and *Anaplasma phagocytophilum* antigens in dogs from the Stretto di Messina area (Italy). *Ticks and Tick-borne Diseases*, 3 (5-6), 315-8.
- Pumidonming, W., Salman, D., Gronsang, D., Abdelbaset, A.E., Sangkaeo, K., Kawazu, S.I. & Igarashi, M. (2016). Prevalence of gastrointestinal helminth parasites of zoonotic significance in dogs and cats in lower Northern Thailand. *Journal of Veterinary Medical Science*, 78(12).
- Pureza, D. E. S. O. (2015). *Prevalência, grau de contaminação e viabilidade de ovos de Toxocara spp. em Parques Públicos da área da Grande Lisboa*. Dissertação de Mestrado. Universidade de Lisboa, Faculdade de Medicina Veterinária, Lisboa.
- Quorllo, B., Breitschwerdt, E., Chandrashekar, R., Hegarty, B., Beall, M., Thatcher, B., Stillman, B., Liu, J. & Leutenegger C. (2015). Canine vector-borne disease prevalence in dogs from the southeastern United States diagnosed with immune-mediated hemolytic anemia and/or immune-mediated thrombocytopenia. *ACVIM 2015*.
- Ramos, R.A., Rêgo, A.G.O., Farias-Firmino, E.D., Ramos, C.A.N., Carvalho, G.A., Dantas-Torres, F., Otranto, D. & Alves, L.C. (2016). Filarioids infecting dogs in northeastern Brazil. *Veterinary Parasitology*, 226, 26-9.
- Rehbein, S., Kaulfuß, K.H., Visser, M., Sommer, M.F., Grimm, F. & Silaghi, C. (2016). Parasites of sheep herding dogs in central Germany. *Berliner und Münchener tierärztliche Wochenschrift*, 129 (1-2), 56-64.
- René-Martellet, M., Moro, C.V., Chene, J., Bourdoiseau, G., Chabanne, L. & Mavingui, P. (2015). Update on epidemiology of canine babesiosis in Southern France. *BMC Veterinary Research*, 11(0), 223.
- Riggio, F., Mannella, R., Ariti, G. & Perrucci, S. (2013). Intestinal and lung parasites in owned dogs and cats from central Italy. *Veterinary Parasitology*, 193(1-3), 78-84.
- Robertson, I. D., Irwin, P. J., Lymbery, A. J., & Thompson, R. C. (2000). The role of companion animals in the emergence of parasitic zoonoses. *International Journal for Parasitology*, 30, 1369-1377.

- Robertson, I. D., & Thompson, R. C. (2002). Enteric parasitic zoonoses of domesticated dogs and cats. *Microbes and Infection*, 4, 867-873.
- Rojekittikhun, W., Chaisiri, K., Mahittikorn, A., Pubampen, S., Sa-Nguankiat, S., Kusolsuk, T., Maipanich, W., Udonsom, R., Mori, H. (2014). Gastrointestinal parasites of dogs and cats in a refuge in Nakhon Nayok, Thailand. *Southeast Asian Journal of Tropical Medicine and Public Health*, 45(1), 31-9.
- Roura, X., Peters, I.R., Altet, L., Tabar, M.D., Barker, E.N., Planellas, M., Helps, C.R., Francino, O., Shaw, S.E. & Tasker, S. (2010). Prevalence of hemotropic mycoplasmas in healthy and unhealthy cats and dogs in Spain. *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation*, 22(2), 270-4.
- Santos, J.P.G.A.B. (2014). *Estudo observacional transversal de parasitas em cães errantes no concelho de Vila Franca de Xira, Portugal*. Dissertação de Mestrado. Universidade de Lisboa, Faculdade de Medicina Veterinária, Lisboa.
- Sardarian, K., Maghsood, A.H., Ghiasian, S.A. & Zahirnia, A.H. (2015). Prevalence of zoonotic intestinal parasites in household and stray dogs in rural areas of Hamadan, Western Iran. *Tropical biomedicine*, 32(2), 240-6.
- Savilla, T.M., Joy, J.E., May, J.D. & Somerville C.C. (2011). Prevalence of dog intestinal nematode parasites in south central West Virginia, USA. *Veterinary Parasitology*, 178(1-2), 115-20.
- Scorza, A.V., Duncan, C., Miles, L. & Lappin, M.R. (2011). Prevalence of selected zoonotic and vector-borne agents in dogs and cats in Costa Rica. *Veterinary Parasitology*, 183(1-2), 178-83.
- Simonato, G., Regalbono A.F., Cassini, R., Traversa, D., Beraldo, P., Tessarin, C. & Pietrobelli, M. (2015). Copromicroscopic and molecular investigations on intestinal parasites in kennel dogs. *Parasitology Research*, 114(5), 1963-70.
- Silva, M.S.S. (2010). *Rastreio de parasitas gastrintestinais, pulmonares, cutâneos e musculares em canídeos domésticos e silvestres no norte de Portugal*. Dissertação de Mestrado. Universidade Técnica de Lisboa, Faculdade de Medicina Veterinária, Lisboa.
- Solano-Gallego, L., Trotta, M., Carli, E., Carcy, B., Caldin, M. & Furlanello, T. (2008). *Babesia canis canis* and *Babesia canis vogeli* clinicopathological findings and DNA detection by means of PCR-RFLP in blood from Italian dogs suspected of tick-borne disease. *Veterinary Parasitology*, 157(3-4), 211-221.
- Solano-Gallego, L. & Baneth, G. (2011). Babesiosis in dogs and cats—expanding parasitological and clinical spectra. *Veterinary Parasitology*, 181, 48-60.

- Solano-Gallego, L., Caprì, A., Pennisi, M.G., Caldin, M., Furlanello, T. & Trotta, M. (2015). Acute febrile illness is associated with *Rickettsia* spp infection in dogs. *Parasites & Vectors*, 8, 216.
- Starkey, L.A., Newton, K., Brunner, J., Crowdis, K., Edourad, E.J., Meneus, P. & Little, S.E. (2016). Prevalence of vector-borne pathogens in dogs from Haiti. *Veterinary Parasitology*, 224, 7-12.
- Tashina, M. S., James, E. J., Jeffrey, D. M. & Charles C. S. (2010). Prevalence of dog intestinal nematode parasites in south central West Virginia, USA. *Veterinary Parasitology*, 178 (2011) 115–120.
- Tennant, K.V., Barker, E.N., Polizopoulou, Z., Helps, C.R. & Tasker, S. (2011). Real-time quantitative polymerase chain reaction detection of haemoplasmas in healthy and unhealthy dogs from Central Macedonia, Greece. *Journal of Small Animal Practice*, 52(12), 645-9.
- Terao, M., Akter, S., Yasin, M.G., Nakao, R., Kato, H., Alam, M.Z. & Katakura, K. (2015). Molecular detection and genetic diversity of *Babesia gibsoni* in dogs in Bangladesh. *Infection, Genetics and Evolution*, 31, 53-60.
- Thienpont, D., Rochette, F., Vanparijs, O.F.J. (1986). *Diagnóstico de las helmintiasis por medio del examen coprológico*. (2<sup>a</sup> Ed). Janssen Research Foundation, Beerse, Bélgica: 109-129.
- Torres-Chablé, O. M., García-Herrera, R. A., Hernández-Hernández, M., Peralta-Torres, J. A., Ojeda-Robertos, N. F., Blitvich, B. J., Baak-Baak, C. M., García-Rejón, J. E. & Machain-Wiliams, C. I. (2015). Prevalence of gastrointestinal parasites in domestic dogs in Tabasco, southeastern Mexico. *Brazilian Journal of Veterinary Parasitology*, 24(4), 432-437.
- Traub, R.J., Pednekar, R.P., Cuttell, L., Porter, R.B. & Abd Megat Rani, P.A. (2014). The prevalence and distribution of gastrointestinal parasites of stray and refuge dogs in four locations in India. *Veterinary Parasitology*, 205(1-2), 233-8.
- Traversa, D. (2012). Pet roundworms and hookworms: a continuing need for global worming. *Parasites & Vectors*, 10(5), 91-110.
- Upjohn, M., Cobb, C., Monger, J., Geurden, T., Claerebout, E. & Fox, M. (2010). Prevalence, molecular typing and risk factor analysis for *Giardia duodenalis* infections in dogs in a central London rescue shelter. *Veterinary Parasitology*, 172(3-4), 341-6.
- Urquhart, G. M., Armour, J., Duncan, J. L., Dunn, A. M., & Jennings, F. W. (1996). *Veterinary Parasitology* (2nd ed.). Oxford: Blackwell Science.

- Uehlinger, F.D., Greenwood, S.J., McClure, J.T., Conboy, G., O'Handley, R. & Barkema, H.W. (2013). Zoonotic potential of *Giardia duodenalis* and *Cryptosporidium* spp. and prevalence of intestinal parasites in young dogs from different populations on Prince Edward Island, Canada. *Veterinary Parasitology*, 196(3-4), 509-14.
- Víchová, B., Miterpáková, M. & Iglódyová, A. (2014). Molecular detection of co-infections with *Anaplasma phagocytophilum* and/or *Babesia canis canis* in *Dirofilaria*-positive dogs from Slovakia. *Veterinary Parasitology*, 203(1-2), 167-72.
- Vidal, R.A.C. (2013). *Rastreio de agentes de doenças caninas de transmissão vectorial numa população de cães com funções militares e policiais*. Dissertação de Mestrado. Universidade Técnica de Lisboa, Faculdade de Medicina Veterinária, Lisboa.
- Vidal, R., Alho, A. M., Rocha, H., Gomes, L., Carneiro, J. & Carvalho, L. M. M. (2014). Rastreio Nacional de doenças caninas de transmissão vectorial em canídeos militares da Guarda Nacional Republicana. *Veterinary Medicine*, 16( 96), 34-38.
- Vieira, A.L., Vieira, M.J., Oliveira, J.M., Simões, A.R., Diez-Baños, P. & Gestal, J. (2014). Prevalence of canine heartworm (*Dirofilaria immitis*) disease in dogs of central Portugal. *Parasite*, 21(5), 5.
- Vieira, L., Silvestre-Ferreira, A.C., Fontes-Sousa, A.P., Balreira, A.C., Morchón, R., Carretón, E., Vilhena, H., Simón, F. & Montoya-Alonso, J.A. (2015). Seroprevalence of heartworm (*Dirofilaria immitis*) in feline and canine hosts from central and northern Portugal. *Journal of Helminthology*, 89(5), 625-9.
- Vieira, R.F., Vidotto, O., Vieira, T.S., Guimaraes, A.M., Santos, A.P., Nascimento, N.C., Santos, N.J., Martins, T.F., Labruna, M.B., Marcondes, M., Biondo, A.W. & Messick, J.B. (2015). Molecular investigation of hemotropic mycoplasmas in human beings, dogs and horses in a rural settlement in Southern Brazil. *Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo*, 57(4), 353-7.
- Volgina, N.S., Romashov, B.V., Romashova, N.B. & Shtannikov, A.V. (2013). Prevalence of borreliosis, anaplasmosis, ehrlichiosis and *Dirofilaria immitis* in dogs and vectors in Voronezh Reserve (Russia). *Comparative Immunology, Microbiology & Infectious Diseases*, 36(6), 567-74.
- Wall, R. & Shearer, D. (2001). *Veterinary ectoparasites – biology, pathology and control*. (2nd ed.) Oxford: Blackwell Science Ltd.
- Wengi, N., Willi, B., Boretti, F.S., Cattori, V., Riond, B., Meli, M.L., Reusch, C.E., Lutz, H. & Hofmann-Lehmann, R. (2008). Real-time PCR-based prevalence study, infection follow-up and molecular characterization of canine hemotropic mycoplasmas. *Veterinary Microbiology*, 126(1-3), 132-41.

- WHO & OIE (2001). WHO/OIE Manual on Echinococcosis in humans and animals: a public health problem of global concern. *Paris, France: World Organisation for Animal Health*.
- Wright, I., Stafford, K. & Coles, G. (2014). The prevalence of intestinal nematodes in cats and dogs from Lancashire, north-west England. *British Small Animal Veterinary Congress 2014*.
- Yabsley, M.J., McKibben, J., Macpherson, C.N., Cattan, P.F., Cherry, N.A., Hegarty, B.C., Breitschwerdt, E.B., O'Connor, T., Chandrashekar, R., Paterson, T., Perea, M.L., Ball, G., Friesen, S., Goedde, J., Henderson, B. & Sylvester, W. (2008). Prevalence of *Ehrlichia canis*, *Anaplasma platys*, *Babesia canis vogeli*, *Hepatozoon canis*, *Bartonella vinsonii berkhoffii*, and *Rickettsia* spp. in dogs from Grenada. *Veterinary Parasitology*, 151(2-4), 279-85.
- Yamamoto, N., Kon, M., Saito, T., Maeno, N., Koyama, M., Sunaoshi, K., Yamaguchi, M., Morishima, Y. & Kawanaka, M. (2009). Prevalence of intestinal canine and feline parasites in Saitama Prefecture, Japan. *Kansenshogaku Zasshi*, 83(3), 223-8
- Yaman, M., Guzel, M., Koltas, I.S., Demirkazik, M. & Aktas, H. (2009). Prevalence of *Dirofilaria Immitis* in Dogs From Hatay Province, Turkey. *Journal of Helminthology*, 83 (3), 255-26.
- Yeagley, T.J., Reichard, M.V., Hempstead, J.E., Allen, K.E., Parsons, L.M., White, M.A., Little, S.E. & Meinkoth, J.H. (2009). Detection of *Babesia gibsoni* and the canine small *Babesia* 'Spanish isolate' in blood samples obtained from dogs confiscated from dogfighting operations. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 235(5), 535-9.
- Zajac, A. M., & Conboy, G. A. (2012). *Veterinary Clinical Parasitology* (8th ed.). Chichester, West Sussex, UK: Wiley-Blackwell.
- Zanzani, S.A., Di Cerbo, A.R., Gazzonis, A.L., Genchi, M., Rinaldi L., Musella, V., Cringoli, G. & Manfredi, M.T. (2014). Canine fecal contamination in a metropolitan area (Milan, north-western Italy): prevalence of intestinal parasites and evaluation of health risks. *Scientific World Journal*, 2014, 6.
- Zanzani, S.A., Gazzonis, A.L., Scarpa, P., Berrilli, F. & Manfredi, M.T. (2014<sup>a</sup>). Intestinal Parasites of Owned Dogs and Cats from Metropolitan and Micropolitan Areas: Prevalence, Zoonotic Risks, and Pet Owner Awareness in Northern Italy. *BioMed Research International*, 2014, 10.

## ANEXOS

### I. Tabelas de estudos epidemiológicos dos vários parasitas

**Tabela 26-** Estudos epidemiológicos que detectaram ancilostomatídeos em diferentes países.

País	Prevalência	População	Teste	Referência
Portugal	17% Lisboa	369 Amostras fecais recolhidas em parques frequentados por cães	Flutuação e sedimentação	Ferreira (2015)
	11%	200 Amostras de cães de canil	Flutuação e sedimentação	Félix (2015)
	0,8% <i>stenocephala</i> Beja	U. 118 Amostras de fezes recolhidas em parques	Flutuação	Nunes (2014)
	15% <i>A. caninum</i> 16,25% <i>stenocephala</i> Vila Franca de Xira	U. 80 Cães de canil	Flutuação	Santos (2014)
	44,59% Recolhido do ambiente	592 Amostras fecais (296	Flutuação	Mateus et al. (2014)
	31,28% Cães de quinta	recolhidas no ambiente, 195 de		
	70,30% Cães de caça	cães de quintas e 101 de cães de caça)		
	Ponte de Lima			
	40,9% Cantanhede	301 Cães de quinta	Flutuação e sedimentação	Cardoso et al. (2014)
	9,5% Lisboa	179 Amostras de cães de canil	Flutuação	Lebre (2011)
	7,8% Cães com proprietário	77 Cães com proprietário e 49	Método de Faust	Ferreira et al. (2011)
	4,1% Cães de canil ( <i>Ancylostoma</i> sp.) Évora	cães de canil		
Brasil	19,4% <i>A. caninum</i>	155 Cães submetidos a Eutanásia	Necropsia	Heukelbach et al. (2012)
Alemanha	5,5%	165 Cães pastores	Flutuação, sedimentação	Rehbein et al. (2016)
	0,9%	445 Cães errantes e de canil	Sedimentação, flutuação	Becker et al. (2012)



Austrália	17,4%	470 Cães de canil	Flutuação	Jenkins et al. (2014)
EUA	23,4% <i>A. caninum</i>	231 Cães no hospital	Flutuação	Tashina et al. (2011)
Samoa	92,6%	204 Cães de hospital	Flutuação	Carslake et al. (2012)
Itália	8,2%	318 Cães de canil	Flutuação, sedimentação	Simonato et al. (2015)
	0,43%	463 Amostras fecais recolhidas do solo (Milão)	Flutuação fecal	Zanzani et al. (2014)
	2% <i>A. caninum</i> 1,25% <i>U. stenocephala</i>	239 Cães com proprietário	Flutuação	Riggio et al. (2013)
México	15,9% <i>A. caninum</i> 0,3% <i>Uncinaria</i> sp.	302 Cães com proprietário	Flutuação	Torres-Chablé et al. (2015)
	82,9% <i>A. caninum</i> 35,1% <i>U. stenocephala</i>	222 Cães de canil	Flutuação	Nakamoto, et al. (2014)
Japão	0,2% <i>A. caninum</i>	573 Amostras fecais de cães de canil	Sedimentação	Itoh et al. (2015)
Tailândia	21,3%	197 Cães com proprietário	Flutuação, sedimentação	Pumidonming et al. (2016)
Egipto (A. <i>caninum</i> )	1,7% cães polícias 0% cães com proprietário	120 Cães polícias e 60 cães com proprietário	Flutuação, sedimentação	Ahmed et al. (2014)
Índia (Ancylostoma spp.)	39,1% Delhi 45,5% Mumbai 4,7% Ladakh 70,2% Sikkim	411 Cães errantes (110 de Delhi, 121 de Mumbai, 86 de Ladakh, 94 de Sikkim)	Flutuação, sedimentação	Traub et al. (2014)
Sérvia	24,5%	151 Cães (65 com proprietário, 75 errantes e 11 cães militares)	Esfregaço húmido, esfregaço corado por Lugol e flutuação de zinco	Nikolić et al. (2008)
Roménia	13,5% <i>U. stenocephala</i> 17,3% <i>A. caninum</i>	52 Cães positivos para quistos de Giardia de entre	Flutuação	Mircean et al. (2012)

			614 cães (289 cães de canil, 46 cães pastores e 279 cães com proprietário)		
Inglaterra	1,7% <i>U. stenocephala</i> 0,58% <i>Ancylostoma</i> spp.	171	Cães em clínica	Flutuação	Wright et al. (2014)
Dinamarca	7,3% <i>U. stenocephala</i>	178	Cães de caça	Flutuação	Al-Sabi et al. (2013)
Polónia	36%	108	Cães puxadores de trenós	Flutuação	Bajer et al. (2011)
Grécia	2,8%	281	Cães pastores e de caça	Sedimentação	Papazaharia dou et al. (2007)
Ilha de São Pedro, Terra Nova, França	47,4%	57	Cães com proprietário	Flutuação	Bridger et al. (2009)

**Tabela 27-** Estudos epidemiológicos que detectaram ascarídeos em diferentes países.

País	Prevalência	População	Teste	Referência
	0,5% <i>Toxocara</i> spp. 1% <i>T. leonina</i> Lisboa	369 Amostras fecais recolhidas em parques frequentados por cães	Flutuação e sedimentação	Ferreira (2015)
	5% <i>Toxocara</i> spp. 1,5% <i>Toxascaris</i> spp	200 Amostras de cães de canil	Flutuação e sedimentação	Félix (2015)
Portugal	63,2% <sup>a</sup> 53,0% <sup>b</sup> <i>Toxocara</i> spp. Lisboa	151 Amostras de solo <sup>a</sup> e 135 amostras fecais <sup>b</sup> de parques públicos	Centrifugação, sedimentação e flutuação <sup>a</sup> Método adaptado de Cornell-Wisconsin <sup>b</sup>	Pureza (2015)
	15% <i>T. canis</i> Vila Franca de Xira	80 Cães de canil	Flutuação	Santos (2014)
	8% <i>T. canis</i>	301 Cães de	Flutuação,	Cardoso et

	(Cantanhede)	quinta	sedimentação	al. (2014)
	<i>Toxocara</i> spp. – 7,43% Amostras do ambiente; 11,28% Cães de quintas; 10,89% Cães de caça	592 Amostras fecais (296 amostras fecais de cães recolhidas no ambiente, 195 amostras de cães de quintas e 101 amostras de cães de caça)	Flutuação	Mateus et al. (2014)
	<i>T. leonina</i> – 0,68% Amostras do ambiente; 0% Cães de quintas; 0% Cães de caça (Ponte de Lima)			
	<i>T. canis</i> – 5,1% Cães sem sinais clínicos; 7,8% cães doentes	175 Cães sem sinais clínicos e 193 com doença GI	Flutuação, sedimentação	Neves et al. (2014)
	<i>T. leonina</i> – 0,6% Cães sem sinais clínicos; 0,5% cães doentes (Porto)			
	4,5% <i>T. leonina</i> 2,8% <i>T. canis</i> Lisboa	179 Amostras de cães de canil	Flutuação	Lebre (2011)
	<i>T. canis</i> – 1,3% cães com proprietário; 0% cães de canil	77 Cães com proprietário 49 Cães canil	Método de Faust	Ferreira et al. (2011)
	<i>T. leonina</i> – 1,3% cães com proprietário; 0% cães de canil (Évora)			
	9,7% <i>T. canis</i>	318 Amostras de canil	Flutuação, sedimentação	Simonato et al. (2015)
Itália	1,72% <i>T. canis</i> (Milão)	463 Amostras fecais recolhidas do solo (Milão)	Flutuação	Zanzani et al. (2014)
	13% <i>T. canis</i> 1,7% <i>T. leonina</i>	239 Cães com proprietário	Flutuação	Riggio et al. (2013)
Holanda	4,6% <i>Toxocara</i> spp.	916 Cães com proprietário >6 meses	Flutuação, sedimentação	Nijssse et al. (2015)
Alemanha	6,7% <i>T. canis</i> 3,6% <i>T. leonina</i>	165 Cães pastores	Flutuação, sedimentação	Rehbein et al. (2016)
	4% <i>T. canis</i>	445 Cães errantes	Flutuação,	Becker et al.

	0,4% <i>T. leonina</i>	e de canil	sedimentação	(2012)
Turquia	<i>T. canis</i> 12,64% Primavera 4,2% Verão 10,91% Outono 8,04% Inverno	696 Amostras recolhidas de espaços públicos	Flutuação e Sedimentação	Avcioglu & Burgu (2008)
Sérvia	30,5% <i>T. canis</i>	151 Cães (65 com proprietário, 75 errantes e 11 cães militares)	Esfregaço húmido, esfregaço corado por Lugol e flutuação de zinco	Nikolić et al. (2008)
Roménia	26,9% <i>T. canis</i> 1,9% <i>T. leonina</i>	52 Cães positivos para quistos de Giardia de entre 614 cães (289 cães de canil, 46 cães pastores e 279 cães com proprietário)	Flutuação	Mircean et al. (2012)
Austrália	2,8% <i>T. canis</i>	470 Cães de canil	Flutuação	Jenkins et al. (2014)
EUA	6,9% <i>T. canis</i>	231 Cães no hospital	Flutuação	Tashina et al. (2011)
	2,5% <i>Toxocara</i> spp. 2,2% Ascarídeos	1.199.293 Cães em clínica	Flutuação	Little et al. (2009)
Samoa	3,4% <i>T. canis</i>	204 Cães de hospital	Flutuação	Carslake et al. (2012)
Costa Rica	5% <i>T. canis</i>	60 Cães de hospital	Flutuação	Scorza, Duncan, Miles & Lappin (2011)
	15,5% <i>T. canis</i>	155 Cães submetidos a eutanásia	Necropsia	Heukelbach et al. (2012)
Brasil	11,1% <i>Toxocara</i> spp.	81 Amostras fecais de espaços públicos	Flutuação	Mandarino- Pereira, Souza, Lopes & Pereira (2010)
Japão	12,5% <i>T. canis</i>	906 Cães de canil	Flutuação	Yamamoto

					et al. (2009)
	0,2% <i>T. canis</i> 0,9% <i>T. leonina</i>	573	Amostras fecais de cães de canil	Sedimentação	Itoh et al. (2015)
Irão	6,3% <i>T. canis</i> 2,6% <i>T. leonina</i>	243	Cães com proprietário e 1257 errantes	Esfregaço húmido, flutuação de zinco, coloração com solução de Lugol	Sardarian, Maghsood, Ghiasian & Zahirnia (2015)
Coreia do Sul	23,5% <i>T. canis</i>	98	Cães com uveíte	ELISA	Lim et al. (2014)
México	2,3% <i>T. canis</i>	302	Cães com proprietário	Flutuação	Torres- Chablé et al. (2015)
Tailândia	3,6% <i>Toxocara</i> spp.	197	Cães com proprietário	Flutuação e sedimentação	Pumidonmi ng et al. (2016)
Egipto	<i>T. canis</i> – 0,8% cães polícia; 5% cães com proprietário  <i>T. leonina</i> – 0% cães polícia; 1,7% cães com proprietário	120	Cães polícias 60 Cães com proprietário	Flutuação e sedimentação	Ahmed et al. (2014)
Índia	<i>T. canis</i> – 0% (Delhi); 0,8% (Mumbai); 0% (Ladakh); 3,2% (Sikkim)  <i>T. leonina</i> – 0% (Delhi) 0%; (Mumbai); 15,1% (Ladakh); 0% (Sikkim)	411	Cães errantes (110 de Delhi, 121 de Mumbai, 86 de Ladakh, 94 de Sikkim)	Flutuação e sedimentação	Traub et al. (2014)

**Tabela 28-** Estudos epidemiológicos que detectaram *T. vulpis* em diferentes países.

País	Prevalência	População	Teste	Referência
	1,5%	200 Amostras de cães de canil	Flutuação e sedimentação	Félix (2015)
Portugal	11,25% Vila Franca de Xira	80 Cães de canil	Flutuação	Santos (2014)
	1,1% Cães	175 Cães sem sinais	Flutuação e	Neves et al.

	sem sinais clínicos	clínicos e 193 com doenças GI	sedimentação	(2014)
	2,6% Cães doentes (Porto)			
	34,46% nas amostras do ambiente	592 Amostras fecais (296 recolhidas no ambiente, 195 de cães de quintas e 101 de cães de caça)	Flutuação	Mateus et al. (2014)
	32,82% Cães de quintas			
	49,50 Cães de caça (Ponte de Lima)			
	29,9% (Cantanhede)	301 Cães de quinta	Flutuação e sedimentação	Cardoso et al. (2014)
	1,1% Lisboa	179 Amostras de cães de canil	Flutuação	Lebre (2011)
	0% Cães com proprietário	77 Cães com proprietário	Método de Faust	Ferreira et al. (2011)
	2% Cães de canil (Évora)	49 Cães de canil		
	29,2%	318 Cães de canil	Flutuação e sedimentação	Simonato et al. (2015)
Itália	3,63%	463 Amostras fecais recolhidas do solo (Milão)	Flutuação	Zanzani et al. (2014)
	3,3%	239 Cães com proprietário	Flutuação	Riggio et al. (2013)
Alemanha	3%	165 Cães pastores	Flutuação e sedimentação	Rehbein et al. (2016)
Roménia	11,5%	52 Cães positivos para quistos de Giardia de entre 614 cães (289 cães de canil, 46 cães pastores e 279 cães com proprietário)	Flutuação	Mircean et al. (2012)
Sérvia	47%	151 Cães (65 com proprietário, 75 errantes e 11 cães militares)	Esfregaço húmido, esfregaço corado por Lugol e flutuação de zinco	Nikolić et al. (2008)

Austrália	13%	470 Cães de canil	Flutuação	Jenkins et al. (2014)
EUA	7,8%	231 Cães em clínica	Flutuação	Savilla, Joy, May & Somerville (2011)
	1,2%	1.199.293 Cães em clínicas	Flutuação	Little et al. (2009)
Samoa	6,9%	204 Cães em clínica	Flutuação	Carslake et al. (2012)
Costa Rica	26,7%	60 Cães em clínica	Flutuação	Scorza et al. (2011)
Japão	2,1%	573 Cães de canil	Sedimentação	Itoh et al. (2015)
	22,3%	906 Cães de canil	Flutuação	Yamamoto et al. (2009)
México	0,3%	302 Cães com proprietário	Flutuação	Torres-Chablé et al. (2015)
	14,4%	222 Cães de canil	Flutuação	Nakamoto et al. (2014)
Egipto	0,8% Cães polícias 0% Cães com proprietário	120 Cães polícias 60 Cães com proprietário	Flutuação e sedimentação	Ahmed et al. (2014)
Índia	0%	411 Cães errantes (110 de Delhi, 121 de Mumbai, 86 de Ladakh e 94 de Sikkim)	Flutuação e sedimentação	Traub et al. (2014)

**Tabela 29** – Estudos epidemiológicos que detectaram céstodes em diferentes países.

País	Prevalência	População	Teste	Referência
Portugal	3,5% Taeniidae	200 Amostras de cães de canil	Flutuação e sedimentação	Félix (2015)
	1,7% <i>Taenia</i> spp. (Cantanhede)	301 Cães de quinta	Flutuação, sedimentação, fraccionamento de Percoll e PCR ( <i>E.</i>	Cardoso et al. (2014)

				<i>granulosus</i> )	
	10% Tenídeos Vila Franca de Xira	80 Cães de canil	Flutuação		Santos (2014)
	<i>D. caninum</i> 0,68% Cães de rua 1,02% Cães de quinta 0,99% Cães de caça Tenídeos 0,34% Cães de rua 0,51% Cães de quinta 1,98% Cães de caça (Ponte de Lima)	592 Amostras fecais colhidas de locais públicos (292 de cães de rua, 195 de cães de quinta e 101 de cães de caça)	Flutuação, fraccionamento de Percoll e PCR ( <i>E. granulosus</i> )		Mateus et al. (2014)
	0,6% Tenídeos 1,1% <i>D. caninum</i> Lisboa	179 Amostras de cães de canil	Flutuação		Lebre (2011)
Espanha	Tenídeos 1,1% (0% em cães de canil e 2,2% em cães de caça)	169 Cães (81 de canil e 88 de caça)	Flutuação por sulfato de zinco		Ortuño et al. (2014)
	1,6% <i>D. caninum</i>	318 Cães de canis	Flutuação e sedimentação		Simonato et al. (2015)
	0,43% <i>D. caninum</i>	463 Amostras fecais de cães Milão	Flutuação		Zanzani et al. (2014)
Itália	0,4% Taeniidae 1,25% <i>D. caninum</i>	239 Cães com proprietário	Flutuação		Riggio et al. (2013)
	15% <i>E. granulosus</i>	119 Cadáveres de lobos	Necrópsia		Guberti, Bolognini, Lanfranchi, Battelli (2004)
Grécia	0,3% <i>D. caninum</i>	281 Cães pastores e de caça	Método de sedimentação de Teleman		Papazaharia dou et al. (2007)
País de Gales	10,6% <i>E. granulosus</i>	577 Cães pastores	ELISA		Mastin et al. (2011)
Alemanha	4,2% Tenídeos	165 Cães pastores	Flutuação e sedimentação		Rehbein et al. (2016)
Dinamarca	1,3% Tenídeos	178 Cães de	Flutuação		Al-Sabi et



		caça		al. (2013)
Roménia	1,9% <i>D. caninum</i>	52 Cães positivos para quistos de Giardia de entre 614 cães (289 cães de canil, 46 cães pastores e 279 cães com proprietário)	Flutuação	Mircean et al. (2012)
Sérvia	6,6% Tenídeos	151 Cães (65 com proprietário, 75 errantes e 11 cães militares)	Esfregaço húmido, esfregaço corado por Lugol e flutuação de zinco	Nikolić et al. (2008)
Brasil	36,8% <i>D. caninum</i>	155 Cães submetidos a Eutanásia	Necrópsia	Heukelbach et al. (2012)
Austrália	0,2% <i>T. serialis</i> 1,9% <i>D. caninum</i>	470 Cães de canil	Flutuação, PCR e ELISA ( <i>E. granulosus</i> ) e testes moleculares para identificação de ténias	Jenkins et al. (2014)
Samoa	4,4% <i>D. caninum</i>	204 Cães em clínica	Flutuação	Carslake et al. (2012)
Japão	0,3% Tenídeos 0,2% <i>D. caninum</i>	906 Cães de canil	Flutuação	Yamamoto et al. (2009)
México	0,3% <i>D. caninum</i>	302 Cães com proprietário	Flutuação	Torres-Chablé et al. (2015)
Tailândia	7,1% <i>Taenia</i> spp.	197 Cães com proprietário	Flutuação e sedimentação	Pumidonming et al. (2016)
Irão	2,9% Tenídeos	243 domésticos 1257 errantes	Esfregaço húmido, flutuação de zinco, coloração	Sardarian et al. (2015)

				com solução de Lugol	
Argentina	30,5% <i>E. granulosus</i>	269 fecais recolhidas ambiente	Amostras secas do	ELISA	Amaya et al. (2016)
	<i>D. caninum</i> 1,8% (Delhi); 0% (Mumbai); 0% (Ladakh); 1,1% (Sikkim)				
Índia	<i>T. hydatigena</i> 0% (Delhi); 4,1% (Mumbai); 32,6% (Ladakh); 0% (Sikkim)	411 errantes (110 de Delhi, 121 de Mumbai, 86 de Ladakh, 94 de Sikkim)	Cães	Flutuação e sedimentação e PCR	Traub et al. (2014)
	<i>E. granulosus</i> 0% (Sikkim); 0% (Delhi); 2,3% (Mumbai); 0% (Ladakh)				

**Tabela 30** – Estudos epidemiológicos que detectaram *Cystoisospora* spp. em diferentes países.

País	Prevalência	População	Teste	Referência
	1% Lisboa	369 Amostras fecais recolhidas em parques frequentados por cães	Flutuação e sedimentação	Ferreira (2015)
	8%	200 Amostras de cães de canil	Flutuação e sedimentação	Félix (2015)
Portugal	<i>C. canis</i> 8% Cães sem sinais clínicos 13,5% Cães com doença GI Porto	175 Cães sem sinais clínicos e 193 com doenças GI	Flutuação, sedimentação	Neves et al. (2014)
	4% Cantanhede	301 Cães de quinta	Flutuação e sedimentação	Cardoso et al. (2014)

	3,04% Amostras do ambiente	592 Amostras (296 recolhidas no ambiente; 195 de cães de quintas e 101 de cães de caça)	Flutuação	Mateus et al. (2014)
	1,54% Cães de quinta			
	4,95% Cães de caça			
	Ponte de Lima			
	10,1% Lisboa	179 Amostras de cães de canil	Flutuação	Lebre (2011)
	5,2% Cães com proprietário	77 Cães com proprietário	Método modificado de Faust	Ferreira et al. (2011)
	6,1% Cães de canil	49 Cães de canil		
	Évora			
Espanha	10,22% <i>Cystoisospora spp.</i>	1800 Cães com proprietário e errantes	Flutuação	Martínez-Moreno et al. (2007)
	22% <i>C. canis</i>			
	5,7%	318 Cães de canil	Flutuação, sedimentação	Simonato et al. (2015)
	0,97% (Milão),			Zanzani, Gazzonis, Scarpa, Berrilli, & Manfredi (2014 <sup>a</sup> )
	3,7% (Bergamo)	253 Cães com proprietário	Flutuação	
	e 6,98% (Brescia)			
Itália				
	0,21%	463 Amostras fecais colhidas em locais públicos	Flutuação	Zanzani et al. (2014)
	7,5%	239 Cães com proprietário	Flutuação	Riggio et al. (2013)
			Método de sedimentação de Teleman e amostras coradas com azul de safranina-metileno	Papazahariadou et al. 2007
Grécia	3,9%	281 Cães pastores e de caça		
França	19,8%	116 Cães com proprietário	Flutuação de zinco	Osman et al. (2015)
Bélgica	2% Cães com proprietário	1159 Amostras fecais (451 de cães)	Flutuação	Claerebout et al. (2009)

	26,3% Cães de canil 8,8% Cães com problemas GI	com proprietário, 357 de cães de canil e 351 de cães com problemas GI)		
República Checa	2,4%	3780 Amostras fecais colhidas em locais públicos	Flutuação	Dubná et al. (2007)
Alemanha	0,6% <i>C. canis</i>	165 Cães pastores	Flutuação e sedimentação	Rehbein et al. (2016)
Roménia	7,7% <i>C. canis</i> 23,1% <i>C. ohioensis</i>	Amostras fecais de 52 cães positivos para quistos de Giardia de entre 614 cães (289 cães de canil, 46 cães pastores e 279 cães com proprietário)	Flutuação	Mircean et al. (2012)
EUA	4,4%	1.199.293 Cães em clínicas	Flutuação centrífuga de sulfato de zinco	Little et al. (2009)
Japão	1,2%	573 Cães de canil	Sedimentação	Itoh et al. (2015)
Japão	2,1% <i>C. ohioensis</i> 0,6% <i>C. canis</i>	906 Cães de canil	Flutuação	Yamamoto et al. (2009)
México	6,3%	302 Cães com proprietário	Flutuação centrífuga	Torres-Chablé et al. (2015)
Egipto	4,2% Cães polícias 3,3% Cães com proprietário <i>C. canis</i>	120 Cães polícias 60 Cães com proprietário	Flutuação e sedimentação	Ahmed et al. (2014)
Irão	2,7%	243 cães domesticos; 1257 errantes	Esfregaço humido, flutuação de zinco, coloração com solução de Lugol	Sardarian et al. (2015)

**Tabela 31** – Estudos epidemiológicos que detectaram *Giardia* spp. em diferentes países.

País	Prevalência	População	Teste	Referência
Portugal	11%	369 Amostras fecais recolhidas em parques frequentados por cães	Esfregaços corados com método de Ziehl–Neelsen modificado	Ferreira (2015)
	19,8%	126 Cães de canil, em clínica e com proprietário	Imunofluorescência Directa	Leal (2015)
	8,5%	118 Amostras de fezes recolhidas em parques	Esfregaços corados com método de Ziehl–Neelsen modificado e imunofluorescência directa	Nunes (2014)
	32,5%	80 Cães de canil	Esfregaços corados com método de Ziehl–Neelsen modificado	Santos (2014)
	7,4% Cães sem sinais clínicos	175 Cães sem sinais clínicos e	Flutuação por sulfato de zinco	Neves et al. (2014)
	15,5% Cães com doença GI	193 com doenças GI		
	21,6%	51 Cães de 2 canis de criação	Kit comercial	Fernandes (2012)
	<i>G. duodenalis</i> 1,9% <sup>a</sup> 6,8% <sup>b</sup>	844 Crianças	Esfregaço húmido <sup>a</sup> ELISA <sup>b</sup>	Júlio et al. (2012)
	61,1%	179 Amostras de cães de canil	IFD	Lebre (2011)
	0% com	77 Cães com proprietário	Método de Faust e PCR	Ferreira et al. (2011)

	proprietário 47% Cães de canil Évora	49 Cães de canil			
Espanha	37,4% (63% em cães de canil e 15,3% em cães de caça)	169 Amostras (81 de cães d e canil e 88 de cães de caça)	Flutuação por sulfato de zinco e PCR		Ortuño et al. (2014)
	15,1%	318 Cães de canil	PCR		Simonato et al. (2015)
Itália	G. <i>duodenalis</i> 16,05% (Milão), 20,37% (Bergamo) e 25,58% (Brescia)	253 Amostras fecais de cães com proprietário	Kit comercial (Imunocromatografia) e PCR		Zanzani et al. (2014)
	3,8% G. <i>duodenalis</i>	239 Cães com proprietário	ELISA e PCR		Riggio et al. (2013)
Bélgica	9,3% (cães com proprietário, 43,9% (cães de canil) e 18,1% (cães com problemas GI)	1159 Amostras (451 de cães com proprietário, 357 de cães de canil e 351 de cães com problemas GI)	PCR		Claerebout et al. (2009)
França	25%	116 Cães com proprietário	Flutuação de zinco		Osman et al. (2015)
Grécia	4,3%	281 Cães pastores e de caça	Método sedimentação Teleman	de de	Papazahariadou et al. 2007
Inglaterra	21% G. <i>duodenalis</i>	878 Cães de canil	ELISA		Upjohn et al. (2010)
Alemanha	5,5%	165 Cães pastores	ELISA		Rehbein et al. (2016)
Alemanha	11,4%	341 Amostras fecais seleccionadas de 445 cães	ELISA		Becker et al. (2012)

			errantes e de canis		
Polónia	28%		108 Cães de puxadores de trenós	Imunofluorescência e PCR	Bajer et al. (2011)
Roménia	8,5%		614 Cães de canil, pastores e com proprietário	Flutuação de cloreto de sódio	Mircean et al. (2012)
	34,6%	<i>G. duodenalis</i>	416 Cães canil, pastores e com proprietário	ELISA	
Sérvia	14,6%	<i>G. duodenalis</i>	151 Cães (65 com proprietário, 75 errantes e 11 cães militares)	Esfregaço húmido, esfregaço corado por Lugol e flutuação de zinco	Nikolić et al. (2008)
Costa Rica	8,6%		58 Cães apresentados no hospital	Imunofluorescência	Scorza et al. (2011)
EUA	4%		1.199.293 Cães em clínicas	Flutuação com sulfato de zinco	Little et al. (2009)
Japão	25,7%		573 Cães de canil	ELISA	Itoh et al. (2015)
	0,9%	<i>G. intestinalis</i>	906 Cães de canil	Esfregaço fecal, flutuação centrífuga e PCR	Yamamoto et al. (2009)
México	1%		302 Cães com proprietário	Flutuação centrífuga	Torres-Chablé et al. (2015)
	13,5%		222 Cães de canil	Flutuação de zinco, PCR e imunofluorescência	Nakamoto et al. (2014)
Egipto	1,7%	Cães polícias	120 Cães	Flutuação com sulfato de zinco	Ahmed et al. (2014)
	31,7%	Cães com proprietário	polícias e 60 cães com proprietário		

**Tabela 32** – Estudos epidemiológicos que detectaram *Cryptosporidium* spp. em diferentes países.

País	Prevalência	População	Teste	Referência
Portugal	2,4% Bragança	126 Cães de canil, em clínica	Imunofluorescência Directa	Leal (2015)

		e com proprietário		
	12% Lisboa	369 Amostras fecais recolhidas em parques frequentados por cães	Esfregaços corados com método de Ziehl–Neelsen modificado	Ferreira (2015)
	11,25% Vila Franca de Xira	80 Cães de canil	Esfregaços corados com método de Ziehl– Neelsen modificado	Santos (2014)
	14,8% Lisboa	179 Amostras de cães de canil	IFD	Lebre (2011)
	5% Cães de canil 1,7% Cães com proprietário	240 Cães (120 com proprietário e 120 de canil)	PCR	Giangaspero et al. (2006)
	1,1%	318 Cães de canil	PCR	Simonato et al. (2015)
Itália	0,2%	502 Cães (117 de canil e 385 com proprietário)	Esfregaços corados com método de Ziehl–Neelsen modificado	Paoletti et al. (2015)
	1,1%	463 Amostras fecais colhidas em locais públicos	ELISA	Zanzani et al. (2014)
França	2,6%	116 Cães com proprietário	PCR	Osman et al. (2015)
Reino Unido	0,6%	4526 Cães (maioria com diarreia)	Esfregaços corados com método de Ziehl–Neelsen modificado	Batchelor et al. (2008)
Grécia	2,8%	281 Cães (117 pastores e 164 de caça)	Esfregaços corados com método modificado de safranina-azul de metileno	Papazahariadou et al. 2007
Polónia	13%	108 Cães puxadores de trenós	Imunofluorescência e PCR	Bajer et al. (2011)
República Checa	1,4%	3780 Amostras fecais de espaços	Esfregaços corados com método de	Dubná et al. (2007)



		públicos	Ziehl–Neelsen modificado	
Costa Rica	1,7%	58 Cães em clínica	Imunofluorescência	Scorza et al. (2011)
Brasil	7,4%	81 Amostras fecais de espaços públicos	Flutuação, sedimentação e flutuação centrífuga	Mandarino-Pereira et al. (2010)
Japão	0,9%	906 Cães de canil	Esfregaço fecal e PCR	Yamamoto et al. (2009)
México	6,8%	222 Cães de canil	Imunofluorescência e PCR	Nakamoto et al. (2014)
Canadá	8% Cães de canil 10% Cães em clínica	209 Cães (62 de canil, 78 em clínica e 69 de loja de animais)	PCR	Uehlinger et al. (2013)
Nigéria	5,4% <sup>a</sup> 18,5% <sup>b</sup>	276 Amostras recolhidas em locais públicos	Coloração MAF <sup>a</sup> (Modified Acid Fast) e ELISA <sup>b</sup>	Olabanji, Maikai & Otolorin (2016)
Egipto	0% Cães polícias e 1,7% Cães com proprietário	180 Cães (120 polícias e 60 com proprietário)	Esfregaços corados com método de Ziehl–Neelsen modificado	Ahmed et al. (2014)
Irão	5%	77 Amostras (49 de cães errantes e 28 de cães com proprietário)	Esfregaços corados com método de Ziehl–Neelsen modificado	Beiromvand et al. (2013)

**Tabela 33** – Estudos epidemiológicos que detectaram *D. immitis* em diferentes países.

País	Prevalência	População	Teste	Referência
	1,7% (Loures)	60 Cães de caça	Técnica de Knott modificada	Duarte (2016)
Portugal	2,8% Geral 8,9% Beja 6,7% Guarda 2,7% Faro 2,5% Castelo Branco	265 Cães de canil	Teste rápido e Knott	Félix (2015)
	15,1% Geral 13,2% (Santarém) 24,8% (Setúbal)	696 Cães de canis	Imunomigração rápida, Knott e Fostatases Ácidas	Alho et al. (2014)

	13,8% (Coimbra)			
	12,2% (teste rápido)			
	10% (Knott)			
	11,25% A. <i>reconditum</i> (Vila Franca de Xira)	80 Cães de canil	Teste rápido e Knott	Santos (2014)
	0,8%	129 Cães assintomáticos do efectivo da GNR	Teste de Knott	Vidal (2013).
	27,3% (Centro de Portugal)	304 Cães (247 com proprietário e 57 de canil)	Gota de sangue fresco, Knott e ELISA	Vieira et al. (2014)
	3,6% 8,9%	557 Cães saudáveis 628 Cães suspeitos de CVBD	Kit comercial	Cardoso et al. (2012)
	9,4% *1(Sul)	170 Cães saudáveis	Kit comercial	Maia et al. (2015)
	2,1% (Norte e Centro)	386 Cães com proprietário	Testes de antigénio	Vieira et al. (2015)
Espanha	2,1% Barcelona	1511 Cães com proprietário	Kit comercial	Montoya-Alonso et al. (2015)
Grécia	4,1%	750 Cães com proprietário	Knott e serologia	Diakou et al. (2016)
	0,2% 0,2% ( <i>D. repens</i> ) 0,2% ( <i>A. reconditum</i> )	1023 Cães com proprietário	PCR	Liesner et al. (2016)
Polónia	25,8% ( <i>D. repens</i> )	462 Cães	Knott, Kingston e Morton	Demiaszkiewicz et al. (2014)
	11% 3% 18% 33% ( <i>Dirofilaria</i> sp.)	38 Cães de rua 39 Cães de canil 35 Cães de caça 50 Cães com proprietário de exterior	Knott	Filipovic et al. (2016)
Turquia	26,0%	269 Cães com proprietário	Knott e ELISA	Yaman et al. (2009)

Brasil	11,54% 3,85% (A. <i>reconditum</i> )	104 Cães com proprietário	Knott	Ramos et al. (2016)
México	1,5%	67 Cães com proprietário	<i>Kit</i> comercial	Minor et al. (2016)
	37,7%	212 Cadáveres de coiotes	Exame <i>post-mortem</i>	Aher et al. (2016)
USA	2%	201 Cães com proprietário (139 receberam tratamento para Dirofilariose)	<i>Kit</i> comercial	Nafe et al. (2016)
Canárias, Espanha	15,7%	1643 Cães com proprietário	<i>Kit</i> comercial	Montoya- Alonso et al. (2016)
	12,7%	528 Cães com proprietário	<i>Kit</i> comercial	Liu, Yang, He, Yang & Sun (2013)
China	16,6% 24%	886 Cães (762 com proprietário e 124 errantes)	Gota de sangue fresco e PCR	Hou et al. (2011)
Haiti	26,2% <sup>a</sup> 22,2% <sup>b</sup>	210 Cães com proprietário <sup>a</sup> 207 Cães com proprietário <sup>b</sup>	ELISA <sup>a</sup> e PCR <sup>b</sup>	Starkey et al. (2016)
Japão	46% (1999- 2001) 23% (2009- 2011)	100 Cães de canil 100 Cães de canil	<i>Kit</i> comercial	Oi et al. (2014)
Rússia	12,2% 8,2%	82 Cães com proprietário sem profilaxia 440 Cães com proprietário com profilaxia	<i>Kit</i> comercial	Volgina, Romashov, Romashova & Shtannikov (2013)

**Tabela 34** – Estudos epidemiológicos que detectaram *Babesia* spp. em diferentes países.

País	Prevalência	População	Teste	Referência
	23,3% Loures	60 Cães de caça	ELISA	Duarte (2016)
Portugal	57,5% Vila Franca de Xira	80 Cães de canil	IFI	Santos (2014)

	1,6%	129 Cães militares	Esfregaço	Vidal (2013)
	69,2% <i>B. microti-like</i> 1,1% <i>B. canis</i>	91 Raposas vermelhas	PCR	Cardoso et al. (2013)
	17,5% (IFI) 0% (esfregaço sanguíneo) 42,5% (PCR) Lisboa	80 Cães de canil e que se apresentaram em clínica	IFI, Esfregaço sanguíneo e PCR em tempo real	Caeiros (2012)
Espanha	10% <i>B. canis</i> 2,5% <i>B. gibsoni</i> 62,5% <i>B. microti-like</i>	120 Cães suspeitos de CVBD	Microscopia e PCR	Miro et al. (2015)
	1,9% <i>B. microti-like</i>	2979 Cães suspeitos de CVBD	Microscopia e PCR	Camacho et al. (2005)
	4% <i>B. vogeli</i>	99 Cães suspeitos de CVBD	PCR	Solano-Gallego et al. (2015)
Itália	70% <i>B. canis</i>	249 Cães de canil	IFI	Pennisi et al. (2012)
	2,3% <i>B. canis</i>	420 Cães sem sinais de infecção	PCR	Cassini et al. (2009)
	20,7% <i>B. canis</i> 6,7% <i>B. vogeli</i>	164 Cães suspeitos CVBD	PCR	Solano-Gallego et al. (2008)
França	12,9% <i>B. canis</i> 13,6% <i>B. vogeli</i> 0,7% <i>B. microti-like</i>	140 Cães de canil e em clínica	PCR	René-Martellet et al. (2015)
	0,9% <i>B. vogeli</i>	108 Cães com sinais de infecção	PCR	Criado-Fornelio et al. (2009)
Croácia	2,3% <i>B. canis</i> 0,2% <i>B. vogeli</i> 0,7% <i>B. gibsoni</i> 0,1% <i>B. microti-like</i>	848 Cães com proprietário sem sinais de infecção	PCR	Beck et al. (2009)
Roménia	71,4% <i>B. canis</i> 28,6% <i>B. gibsoni</i>	49 Cães suspeitos de CVBD	PCR	Imre, Farkas, Ilie, Imre, & Dărăbuș (2013)

	44,8% <i>B. canis</i>	216 Cães (187 errantes e 29 com proprietário)	PCR	Hamel, Silaghi, Lescai & Pfister (2012)
Turquia	0,1% <i>B. canis</i>	757 Cães (243 errantes, 351 de canil e 163 com proprietário)	PCR	Aktas et al. (2015)
Lituânia	87,8% <i>B. canis</i>	123 Cães suspeitos de CVBD	PCR	Paulauskas et al. (2014)
Eslováquia	3,5% <i>B. canis</i>	366 Cães com Dirofilariose	PCR	Víchová, Miterpákov, & Iglódyová (2014)
Bulgária	16,2% <i>B. canis</i>	167 Cães que se apresentaram em clínica	ELISA	Pantchev, Schnyder, Vrhovec, Schaper & Tsachev (2015)
Servia	<i>Babesia</i> sp – 16% cães saudáveis; 65% cães doentes	Errantes (n = 38) Canil (n = 39) Caça (n = 39) Cães suspeitos CVBD (n = 50)	PCR em tempo real e serologia	Filipovic et al. (2016)
	<i>B. canis</i> – 25% canil; 8% errantes			
	1,9% <i>B. vogeli</i> 5,7% <i>B. gibsoni</i> 10,1% <i>B. microti-like</i>	158 Cães (125 com proprietário e 33 de canil)	PCR	Gabrielli et al. (2015)
Bangladesh	30% <i>B. gibsoni</i>	50 Cães errantes	PCR	Terao et al. (2015)
Japão	2,4% <i>B. gibsoni</i> 0,1% <i>B. odocoilei-like</i>	722 Cães expostos a carraças e pulgas	PCR	Kubo, Tateno, Ichikawa & Endo (2015)
Granada	7% <i>B. canis vogeli</i>	73 Cães em clínica	Serologia e PCR	Yabsley et al. (2008)
Eslovénia	4,6% <i>B. canis canis</i> 1,3% <i>B. canis vogeli</i>	238 Cães em clínica	PCR e microscopia	Duh, Tozon Petrovec, Strasek, & Avsic-Zupanc (2004)

EUA	33,8% <i>B. gibsoni</i> 0,6% <i>B. 'Spanish isolate'</i>	157 pit bull confiscados de lutas	PCR	Yeagley et al. (2009)
	0,5% <i>Babesia gibsoni</i>	218 Cães de canil sem histórico de lutas		

**Tabela 35** – Estudos epidemiológicos que detectaram micoplasmas hemotrópicos em diferentes países.

País	Prevalência	População	Teste	Referência
Portugal	16,6% <i>Mycoplasma</i> spp. (Loures)	60 Cães de caça	Esfregaço	Duarte (2016)
	2,3%	129 Cães militares	Esfregaço	Vidal et al. (2014)
	40% <i>M. haemocanis</i> 0% <i>M. haematoparvum</i>	50 Cães (40 de canis e 10 com proprietário)	PCR	Novacco et al. (2010)
Espanha	14,3% <i>M. haemocanis</i> 0,6% <i>M. haematoparvum</i> Barcelona	182 Cães com proprietário (75 saudáveis e 107 não saudáveis)	PCR	Roura et al. (2010)
	0,5% <i>M. haemocanis</i> 2% <i>M. haematoparvum</i>	200 Cães com proprietário	PCR	Novacco et al. (2010)
Itália	3,7% <i>M. haemocanis</i> 5% <i>M. haematoparvum</i>	600 Cães (73 de canis e 527 com proprietário)	PCR	Novacco et al. (2010)
Grécia	5,6% <i>M. haemocanis</i> 4,2% <i>Candidatus Mycoplasma haematoparvum</i> 0,7% Co-infecção	142 Cães com proprietário	PCR	Tennant et al. (2011)
	17% Cães com proprietário 18% Cães anémicos (Mycoplasma hemotrópico)	976 Cães com proprietário e 116 anémicos	PCR	Huebner et al. (2006)
Suíça	0,9% <i>M. haemocanis</i> 0,3% <i>M. haematoparvum</i>	889 Cães com proprietário	PCR	Wengi et al. (2008)

Austrália	43,6% <i>M. haemocanis</i> 20,5% <i>M. haematoparvum</i>	39 Cães de populações aborígenes	PCR e serologia	Barker et al. (2012)
	0% <i>M. haemocanis</i>	100 Cães de canil		
	17,7% <i>M. haemocanis</i>	130 Cães de uma comunidade aborígene	PCR	Hii et al. (2012)
EUA	30% <i>M. haemocanis</i> 32% <i>Candidatus Mycoplasma haematoparvum</i>	269 Cães de lutas apreendidos	Serologia e PCR	Cannon et al. (2016)
	1,8% <i>Mycoplasma hemotrópico</i>	56 Cães com proprietário	PCR	Quorollo et al. (2015)
	0,6% <i>M. haemocanis</i> 0,8% <i>Candidatus Mycoplasma haematoparvum</i>	506 Cães com proprietário	PCR	Compton, Maggi & Breitschwerdt (2012)
	11,9% <i>Mycoplasma hemotrópico</i> Costa do Golfo	345 Cães resgatados de Furacão Katrina	PCR e serologia	Levy et al. (2011)
Ilha de São Cristóvão, Caraíbas	17% <i>M. haemocanis</i>	111 Cães errantes	PCR	Chandrashekar et al. (2015)
Sudão	9% <i>M. haemocanis</i> 33,3% <i>M. haematoparvum</i>	78 Cães com proprietário	PCR	Inokuma et al. (2006)
Brasil	44,7% <i>Mycoplasma hemotrópico</i> 15,9% <i>M. haemocanis</i> 9,1% <i>Candidatus Mycoplasma haematoparvum</i> 15,9% Co-infecção	132 Cães com proprietário	PCR	Vieira et al. (2015)
Norte da Tanzânia	19% <i>M. haemocanis</i> 0%. <i>Candidatus Mycoplasma haematoparvum</i> 1% (Co-infecção)	100 Cães oriundos do projecto “Carnivore Disease Project”	PCR	Barker et al. (2010)

Trindade e Tobago	4,9% <i>M. haemocanis</i> 2,7% <i>Candidatus Mycoplasma haematoparvum</i> 1,1% Co-infecção	185 Cães com proprietário		
Nigéria	7,3% <i>M. haemocanis</i> 0,4% <i>Candidatus Mycoplasma haematoparvum</i>	245 Cães que se apresentaram em clínica veterinária	Testes de PCR	Aquino et al. (2016)
Baixa Califórnia do Sul, México.	7,3% <i>M. haemocanis</i>	41 Cães com proprietário	PCR	Minor et al. (2016)
Tailândia	19,9%	181 Cães errantes	PCR	Liu et al. (2016)



## II. Tabela tratamento de dirofilariose (Adaptada de AHS).

Dia	Tratamento
Dia 0	<p>Cão diagnosticado positivo para dirofilariose.</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Positivo no teste de antígeno (Ag) e com presença de microfilárias circulantes.</li> <li>• Se não for observada presença de microfilárias circulantes, repetir o teste de antígeno (Ag) com um teste diferente.</li> </ul> <p>Restrição ao exercício</p> <p>Se o cão for sintomático:</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Estabilizar a doença com a terapêutica e cuidados adequados;</li> <li>• Prednisona na dose de 0,5 mg/kg BID na primeira semana, 0,5 mg/kg SID na segunda semana, 0,5 mg/kg EOD nas terceira e quarta semanas.</li> </ul>
Dia 1	<p>Administrar terapêutica preventiva (lactona macrocíclica)</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Se forem detectadas microfilárias circulantes, instituir um pré-tratamento com anti-histamínicos e glucocorticóides, para reduzir o risco de anafilaxia</li> <li>• Observar por pelo menos 8 horas para verificar se há reacção adversa</li> </ul>
Dia 1 -28	<p>Administrar doxiciclina 10 mg/kg BID por 4 semanas.</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Reduz a patologia associada a nemátodes mortos</li> <li>• Interrompe a transmissão da dirofilariose</li> </ul>
Dia 30	Administrar terapêutica preventiva (lactona macrocíclica)
Dia 60	<p>Administrar terapêutica preventiva (lactona macrocíclica)</p> <p>Primeira aplicação de melarsomina 2,5 mg/kg (IM)</p> <p>Prednisona 0,5 mg/kg BID na primeira semana, 0,5 mg/kg SID na segunda semana, 0,5 mg/kg EOD nas terceira e quarta semanas.</p> <p>Diminuir mais o nível de actividade física</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Restringir o espaço do animal ou utilizar a coleira para evitar exercícios</li> </ul>
Dia 90	<p>Administrar terapêutica preventiva (lactona macrocíclica)</p> <p>Segunda aplicação de melarsomina 2,5 mg/kg (IM)</p>
Dia 91	<p>Terceira aplicação de melarsomina 2,5 mg/kg (IM)</p> <p>Prednisona 0,5 mg/kg BID na primeira semana, 0,5 mg/kg SID na segunda semana, 0,5 mg/kg EOD nas terceira e quarta semanas.</p> <p>Continuar a restrição de exercícios físicos por mais 6-8 semanas após a</p>

	última aplicação de melarsomina.
Dia 120	Pesquisa de microfilárias circulantes <ul style="list-style-type: none"> <li>• Se positivo, tratamento com microfilaricida e refazer o teste após 4 semanas.</li> <li>• Estabelecer prevenção contra dirofilariose durante todo o ano.</li> </ul>
Dia 271	Teste de antígeno seis meses após o fim do tratamento e de pesquisa de microfilárias.

### III. Folhas de identificação das amostras

## Ficha de identificação da amostra fecal

Amostra nº: \_\_\_\_\_

Data: \_\_\_\_/\_\_\_\_/\_\_\_\_

### 1. Identificação

Local: \_\_\_\_\_

Box: \_\_\_\_\_

Última desparasitação (se conhecida)

☐ Sim

☐ Não

Se sim:

Data: \_\_\_\_\_

Desparasitante: \_\_\_\_\_

Consistência:

Presença de parasitas macroscópicos nas fezes:

☐ Sim

☐ Não

### 2. Análise laboratorial

#### 2.1. Fezes

Esfregaço:

Flutuação:

Sedimentação:

Contagem:

Outras observações:

## Ficha de identificação da amostra de sangue

Amostra nº: \_\_\_\_\_

Data: \_\_\_\_/\_\_\_\_/\_\_\_\_

### 1. Identificação

Local: \_\_\_\_\_

Nome/nº: \_\_\_\_\_

Sexo: F ☐ M ☐

Porte: ☐ Pequeno ☐ Médio ☐ Grande

Idade

Última desparasitação (se conhecida)

☐ Sim ☐ Não

Se sim:

Data: \_\_\_\_\_

Desparasitante: \_\_\_\_\_

Aspecto macroscópico: ☐ Normal ☐ Alterado

### 2. Análise laboratorial

Esfregaço sanguíneo

Técnica de Knott

Fosfatases Ácidas

Outras observações



#### IV. Protocolo utilizado para coloração pelo Método das Fosfatases Ácidas

Preparação da Solução A:

- 60 ml de água destilada;
- 2 ml de ácido naftol-AS-OL-fosfórico (Reagente 1);
- 3 colheres de acetato de sódio (Reagente 2);
- Dissolver completamente os reagentes.

Preparação da Solução B:

- 4-5 gotas (0,2 ml) de solução de pararosanilina em HCL (Reagente 3);
- 4-5 gotas (0,2 ml) de solução de nitrito (Reagente 4);
- Misturar num pequeno tubo de ensaio e deixar repousar durante 1 minuto.
- Misturar a solução A e B e filtrar para um recipiente onde se encontram as lâminas para corar.
- As lâminas devem ficar submersas.
- Incubação no escuro durante 2-3 horas.
- Enxaguar com água destilada durante 10 segundos.
- Corar com Solução de Hematoxilina de Mayer durante 15 minutos.
- Enxaguar com água corrente durante 2 minutos.
- Secar ao ar.

Observação ao microscópio.

**Tabela 36** – Identificação de microfilárias pela técnica de coloração das fosfatases ácidas.

Microfilária	Local Corado
<i>D. immitis</i>	Poro excretor e anal
<i>D. repens</i>	Poro anal
<i>A. reconditum</i>	Dispersa por todo o corpo
<i>A. dracunculoides</i>	Poro anal, poro excretor e corpo interno